



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR

TESIS DE MAGÍSTER EN CIENCIAS AGRARIAS

Efectos de compost y lombricompost sobre el desarrollo y la sanidad del cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.), con especial énfasis en enfermedades causadas por *Rhizoctonia solani* y *Setophoma terrestris*.

Ing. Agr. Patricia Andrea Baffoni

BAHIA BLANCA

ARGENTINA

2021

Prefacio

Esta tesis se presenta como parte de los requisitos para optar al grado Académico de Magíster en Ciencias Agrarias, de la Universidad Nacional del Sur y no ha sido presentada previamente para la obtención de otro título en esta Universidad u otras. La misma contiene los resultados obtenidos en investigaciones llevadas a cabo en el Laboratorio de Fitopatología, dependiente del Departamento de Agronomía y la **Estación Experimental Agropecuaria INTA Ascasubi**, durante el período comprendido entre **marzo de 2004 y junio de 2011**, bajo la dirección de los docentes Mag. Ing. Mirta Kiehr, Profesora Adjunta (retirada) del Departamento de Agronomía (UNS) y la codirección del Dr. Rolf Delhey, Profesor Titular (retirado) del Departamento de Agronomía (UNS).

Ing. Patricia Andrea Baffoni

DNI: 23.270.295



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SUR
Secretaría General de Posgrado y Educación Continua

La presente tesis ha sido aprobada el 7/ 04/ 2021, mereciendo la calificación de 10 (sobresaliente)

Agradecimientos

A mis directores de tesis Mirta Kiehr y Rolf Delhey por el esfuerzo y tiempo dedicado a mi formación profesional, así también por su meticulosa revisión y corrección de la tesis.

A mis seres queridos, pero en especial a mis padres que me apoyaron de forma incondicional.

A la Universidad Nacional del Sur por su formación académica y al INTA que me permitió crecer en mi formación.

Al Lic. Ricardo Camina por el apoyo estadístico.

A mis amigos y compañeros de trabajo (EEA INTA Hilario Ascasubi y EEA INTA Valle Inferior) por su ayuda, sugerencias y paciencia.

Muchísimas gracias a todos!

RESUMEN

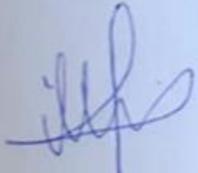
La cebolla es un cultivo hortícola de gran importancia en el sur argentino, siendo la zona bajo riego del Valle Bonaerense del Río Colorado la principal zona cebollera destinada a la exportación de Argentina. Uno de los problemas a los que se enfrenta el cultivo lo constituyen las enfermedades causadas por hongos del suelo. A nivel país y mundial existen muchos trabajos sobre la posibilidad de controlar patógenos presentes en el suelo mediante el uso de compost y lombricompuestos pero hay muy poca información sobre su efecto en los patógenos que afectan la cebolla. Ante este panorama, el propósito de la presente tesis fue evaluar el efecto de diversos compost y lombricompuestos sobre las enfermedades presentes en el suelo que afectan a la cebolla. Esta investigación comprende el uso de suelo puro o en mezcla con compost o lombricompuestos. Los ensayos se dividieron en 2 etapas: Una primera etapa de producción de plantines de cebolla en la que se evaluó mortandad, peso seco de raíz y hoja y grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz y una segunda etapa de producción de plantines con su posterior trasplante a campo con el fin de evaluar si perduraba el efecto de los sustratos utilizados durante la producción de los plantines. En esta instancia se evaluaron sobre el plantín las variables ya mencionadas, además en la etapa de bulbo se determinó supervivencia, biomasa, rendimiento (total y comercial), grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz, incidencia de podredumbre basal y bacteriosis e incidencia y severidad de carbonilla. Se observó que en general los sustratos utilizados no tuvieron un efecto favorable sobre la cebolla si se lo compara con utilizar solamente suelo, algunos tuvieron un efecto peor y sólo uno de los lombricompuestos fue mejor que el suelo. En el caso del compost de cebolla no solo afectó desfavorablemente las variables mencionadas, sino que además aumentó la mortalidad de los plantines debido a la incidencia de *Pythium* spp y a *Delia* spp. en la etapa de campo. En conclusión, a partir de esta tesis, se puede decir que la variabilidad de los materiales probados dificulta replicar este tipo de experimentos ya que la calidad de los compost y lombricompuestos es difícil de estandarizar. Esto genera una gran limitante para recomendar alguno de ellos para el control de enfermedades debiendo utilizarse con precaución especialmente en la etapa de plantines.

ABSTRACT

Onion is a horticultural crop of great importance for the south of Argentina, being the irrigated zone of the Colorado river valley, located in the Buenos Aires province, the main exporting area for this product in the country. Diseases caused by soil-borne fungi are one of the problems that crops face. There are many national and international studies regarding the possibility of controlling pathogens present in soils through the use of compost and vermicompost. Yet very little information is available about their effect on pathogens that specifically affect onions. Thus, the purpose of this thesis is to analyze the effect that various composts and vermicomposts have on pathogens present in soils that affect the onion crop. This research includes both the use of pure soil and in mixture with compost or vermicompost. Experimentation was divided into two stages: A first stage of onion seedlings' production, in which mortality, root and leaf dry weight and the root's degrees of development, destruction and coloring were evaluated and a second stage of onion seedlings' production and their subsequent transplant to the field in order to assess lasting effects of the substrates used during production. In this instance, the above-mentioned variables were analyzed on seedlings and -in the bulb stage- also survival, biomass, yield (total and commercial), degrees of development, destruction and coloring of the root, incidence of *Fusarium* basal root and bacterial infections, as well as black mold incidence and severity. It was observed that the used substrates in general did not have a favorable effect on the onion when compared to using pure soil. In fact, some had a negative effect and only one of the vermicomposts was better than pure soil. In the case of onion compost, it did not only negatively affect the mentioned variables but also increased the mortality of seedlings due to incidence of *Pythium* spp. and *Delia* spp. in field stage. In conclusion, the findings of this thesis indicate that the variability of the tested materials makes replicating the experiments difficult, since the quality of compost and vermicompost is non-easily standardizable. This strongly limits the possibility of recommending some of them for disease control and they should be used with caution, especially in seedlings' stage.

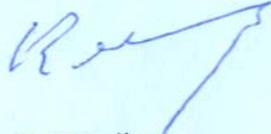
Certifico que fueron incluidos los cambios y correcciones sugeridas por los jurados

Firma del Director



Mirta Kiehr

Firma del Director adjunto



Rolf Delhey

INDICE GENERAL

1. INTRODUCCION	1
1.1. La cebolla	1
1.1.1. Características botánicas	1
1.1.2. Ecofisiología	2
1.1.3. Fase de crecimiento herbáceo	2
1.1.4. Fase de formación de bulbos	3
1.2. Importancia económica de la cebolla en el mundo	3
1.3. El cultivo de cebolla en Argentina	4
1.4. Enfermedades de la cebolla	5
1.4.1. Enfermedades de plántulas, raíces y bulbos en crecimiento.	6
1.4.1.1. Muerte de plántulas	7
1.4.1.2. Raíz rosada	9
1.4.1.3. Podredumbre basal	12
1.4.2. Enfermedades de postcosecha	14
1.4.2.1. Carbonilla	15
1.4.2.2. Podredumbres bacterianas	18
1.5. Compost y lombricompost.	19
1.5.1. Uso de compost y lombricompost en la agricultura y su efecto en la sanidad de las plantas.	23
1.6. Hipótesis	26
1.7. Objetivos	27
2. MATERIALES Y MÉTODOS	28
2.1. Localización del sitio experimental	28
2.1.1. Etapa de plántula	28
2.1.2. Ensayos de plantín con trasplante a campo	28
2.2. Preparación del medio de cultivo	28
2.3. Producción de inóculo	29
2.4. Inoculación del sustrato	29
2.5. Material de siembra	30
2.6. Desinfección de semillas	30
2.7. Producción de plántulas (ensayos 1, 2 y 3)	30
2.8. Producción de plantines (ensayos 4 y 5)	30
2.9. Labores a campo (ensayo 4 y 5)	31
2.10. Variables evaluadas en plantines	33
2.10.1. Proporción de plántulas sobrevivientes	33
2.10.2. Peso seco de raíz y hoja	33
2.10.3. Evaluación de raíces para determinar daño por <i>Rhizoctonia solani</i> y <i>Setophoma terrestris</i>	34
2.11. Variables evaluadas en bulbos (ensayos 4 y 5)	34
2.11.1. Mortalidad de plantas	35
2.11.2. Evaluación de raíces para determinar daño por <i>Setophoma terrestris</i> .	35
2.11.3. Rendimiento	35
2.11.4. Incidencia de podredumbre basal y bacteriosis.	35
2.11.5. Incidencia de carbonilla	36

VII

2.11.6. Severidad de carbonilla	36
2.12. Diseño Experimental	37
2.13. Análisis estadístico	37
2.14. Materiales y métodos específicos de cada ensayo	37
2.14.1. Ensayo 1	37
2.14.2. Ensayo 2	39
2.14.3. Ensayo 3	41
2.14.4. Ensayo 4	41
2.14.5. Ensayo 5	46
3. RESULTADOS	50
3.1. Ensayo 1	50
3.2. Ensayo 2	55
3.3. Ensayo 3	59
3.4. Ensayo 4	66
3.4.1. Variables medidas en la etapa de plantín	66
3.4.2. Variables medidas en la etapa a campo	69
3.5. Ensayo 5	75
3.5.1. Variables medidas en los plantines	75
3.5.2. Etapa de campo	77
4. DISCUSIÓN	87
5. CONCLUSIONES	95
6. BIBLIOGRAFÍA	96
ANEXOS	114

INDICE DE FIGURAS

Figura 2.1. Plántulas de cebolla.	30
Figura 2.2. Etapa de plantín del ensayo 4 y 5.	31
Figura 2.3. Trasplante a campo.	32
Figura 2.4. Cosecha de ensayo.	32
Figura 2.5. Cebollas con síntomas de raíz rosada.	35
Figura 2.6. Temperaturas máximas, mínimas y medias (2006-2007).	42
Figura 2.7. Bins utilizados para la elaboración de compost y lombricompost.	44
Figura 2.8. Temperaturas máximas, mínimas y medias (2010-2011).	46
Figura 3.1. Valores medios de la proporción de plántulas sobrevivientes.	51
Figura 3.2. Valores medios del peso seco de hoja.	52
Figura 3.3. Valores medios del peso seco de raíz.	53
Figura 3. 4. Valores medios de la proporción de plántulas sobrevivientes.	55
Figura 3.5. Valores medios del peso seco de hoja.	55
Figura 3.6. Valores medios del peso seco de raíz.	56
Figura 3.7. Valores medios del grado de desarrollo de la raíz.	57
Figura 3.8. Valores medios del grado de destrucción de la raíz.	58
Figura 3.9. Daño por <i>Rhizoctonia solani</i> en raíces de plántulas de cebolla.	58
Figura 3.10. Valores medios de la proporción de plántulas sobrevivientes.	60
Figura 3.11. Valores medios de peso seco de hoja.	61
Figura 3.12. Valores medios de peso seco de raíz.	62
Figura 3.13. Raíces de plántulas de cebolla sin inocular	62
Figura 3.14. Raíces de plántulas de cebolla inoculadas con <i>Setophoma</i> <i>terrestris</i> .	63
Figura 3.15. Valores medios del grado de color de la raíz.	63
Figura 3.16. Valores medios del grado de desarrollo.	64
Figura 3.17. Valores medios del grado de destrucción de la raíz	65
Figura. 3.18. Valores medios de la proporción de plántulas emergidas.	66
Figura 3.19. Raíces de plántulas del testigo y del tratamiento con <i>Setophoma</i> <i>terrestris</i> .	68
Figura 3.20. Valores medios del rendimiento total.	69
Figura 3.21. Valores medios del rendimiento comercial.	70
Figura. 3.22. Valores medios del grado de desarrollo de la raíz.	72
Figura. 3.23. Valores medios del grado de destrucción de la raíz.	72
Figura. 3.24. Valores medios del grado de color de la raíz.	73
Figura 3.25. Valores medios de la incidencia de carbonilla.	74
Figura 3.26. Valores medios de proporción de plántulas sobrevivientes.	75
Figura 3.27. Valores medios de peso seco de hoja.	76
Figura 3.28. Valores medios de peso seco de raíz.	76
Figura 3.29. Bandejas con plantines de cebolla previo al trasplante.	77
Figura 3.30. Valores medios de la mortalidad de plantas.	79
Figura 3.31. Valores medios de biomasa.	79
Figura 3.32. Valores medios de rendimiento total.	80
Figura 3.33. Valores medios de rendimiento comercial.	80
Figura 3.34. Valores medios del grado de desarrollo de la raíz.	82
Figura 3.35. Valores medios del grado de destrucción de la raíz.	82
Figura 3.36. Valores medios del grado de color de la raíz.	83

Figura 3.37. Tratamiento suelo (s) en lote 1 y lote 2.	83
Figura 3.38. Proporciones acumuladas de mortalidad por mosca (<i>Delia</i> spp.), podredumbre basal (<i>Fusarium</i> spp.) y bacteriosis sobre el total de plantas de cebolla por parcela. Lote 1.	84
Figura 3.39. Proporciones acumuladas de mortalidad por mosca (<i>Delia</i> spp.) y bacteriosis sobre el total de plantas de cebolla por parcela. Lote 2.	84
Figura 3.40. Valores medios de incidencia de carbonilla.	86
Figura 3.41. Valores medios de severidad de carbonilla.	86

INDICE DE TABLAS

Tabla 2.1. Tratamientos del ensayo 1.	38
Tabla 2.2. Tratamientos del ensayo 2.	40
Tabla 2.3. Características de las enmiendas y los sustratos utilizados en el ensayo 2.	40
Tabla 2.4. Tratamientos del ensayo 3.	41
Tabla 2.5. Tratamientos del ensayo 4.	43
Tabla 2.6. Relación C/N de las enmiendas utilizadas en el ensayo 4.	43
Tabla 2.7. Tratamientos realizados en el ensayo 5.	47
Tabla 2.8. Características de las enmiendas utilizadas en el ensayo 5.	47
Tabla 2.9. Tratamientos realizados a campo en el ensayo 5.	48
Tabla 2.10. Características de los lotes utilizados.	48
Tabla 3.1. Resultados del ANOVA doble para las variables proporción de plántulas sobrevivientes, peso seco de hoja y peso seco de raíz.	50
Tabla 3.2. Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados.	51
Tabla 3.3. Resultados del test DMS de Fisher protegido.	52
Tabla 3.4. Resultados del test DMS de Fisher protegido.	53
Tabla 3.5. Resultados del ANOVA doble para las variables proporción de plántulas sobrevivientes, peso seco de hoja y peso seco de raíz.	54
Tabla 3.6. Resultados del ANOVA doble de las variables grado de desarrollo y de destrucción de la raíz.	56
Tabla 3.7. Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados.	57
Tabla 3.8. Resultados del ANOVA doble, para las variables proporción de plántulas sobrevivientes, peso seco de hoja y peso seco de raíz.	59
Tabla 3.9. Resultados del test DMS de Fisher.	60
Tabla 3.10. Resultados del test DMS de Fisher del peso seco de hoja.	61
Tabla 3.11. Resultados del ANOVA doble realizado sobre las variables grado de desarrollo y destrucción de la raíz.	64
Tabla 3.12. ANOVA doble (sustrato x inoculación) en diseño anidado	67
Tabla 3.13. Valores medios del grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz.	67
Tabla 3.15. Resultados del ANOVA doble para las variables proporción de mortalidad, rendimiento total y rendimiento comercial.	69
Tabla 3.16. Resultados del test DMS de Fisher para la variable rendimiento total.	70
Tabla 3.17. Resultados del test DMS de Fisher para la variable rendimiento comercial.	71
Tabla 3.18. Resultados del ANOVA doble en las variables grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz.	71
Tabla 3.19. Resultados del ANOVA doble para las variables incidencia de podredumbre basal, bacteriosis y carbonilla.	74
Tabla 3.20. Resultados del ANOVA doble para proporción de mortalidad, biomasa, rendimiento total y rendimiento comercial.	78

Tabla 3.21. Resultados del ANOVA doble para grado de desarrollo, destrucción y color.	81
Tabla 3.22. Resultados del ANOVA sobre las variables incidencia de podredumbre basal, bacteriosis e incidencia y severidad de carbonilla.	85
Tabla A.1. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Ensayo1	114
Tabla A.2. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Ensayo 2.	115
Tabla A.3. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Ensayo 3.	116
Tabla A.4. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de plantín. Ensayo 4.	117
Tabla A.5. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo. Ensayo 4.	118
Tabla A.6. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo. Ensayo 4.	119
Tabla A.7. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de plantín. Ensayo 5.	120
Tabla A.8. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo. Ensayo 5.	121
Tabla A.9. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo. Ensayo 5.	122

1. Introducción

1.1 . La cebolla

La cebolla pertenece al género *Allium*, el cual incluye otros cultivos como ajo, puerro y cebollín. Este género, perteneciente a la familia Amaryllidaceae, contiene aproximadamente 500 especies ampliamente distribuidas, siendo las más importantes la cebolla (*A. cepa*), ajo (*A. sativum*), puerro (*A. ampeloprasum* ssp. *porrum*), cebolla de verdeo (*A. fistulosum*), cebollino chino (*A. tuberosum*), cebollino o ciboulette (*A. schoenoprasum*), echalote común (*A. cepa aggregatum*) y echalote gris (*A. oschaninii*) (Hernández Gutiérrez, 2014).

La cebolla es una planta originaria de Asia (Irán-Afganistán) y es cultivada desde hace varios milenios de años. En Argentina se inició este cultivo en 1527, en Santa Fe (Baez 1944). En la actualidad está extendida por todo el mundo, y es una de las hortalizas que cuenta con un área de cultivo más extensa. Se puede cultivar desde los trópicos hasta las regiones subárticas. Esta adaptación es principalmente debida a la diferencia de respuesta a la duración del día (Boyhan, 2008). Su enorme difusión se explica por las cualidades alimenticias que posee. Se utiliza en fresco, conservas, encurtidos, deshidratados y para extraer determinadas esencias (Maroto Borrego, 1986).

1.1.1 Características botánicas

La cebolla es una especie bianual. El primer año desarrolla su parte vegetativa, hasta la formación del bulbo y la segunda temporada, produce las flores. En cuanto a su morfología, la cebolla presenta un sistema radicular constituido por un gran número de raíces fibrosas y blancas cuyo volumen más activo se ubica entre los 20 cm y 30 cm de profundidad (Di Benedetto, 2005; Aljaro *et al.*, 2009). Las raíces salen a partir de un tallo extremadamente corto llamado disco el cual presenta numerosos nudos y entrenudos muy cortos, a partir de donde salen las hojas (Mata Vasquez *et al.*, 2011). Las hojas tienen dos partes claramente diferenciadas: una inferior o "vaina envolvente" que se va engrosando como consecuencia de la acumulación de sustancias de reserva, y otra superior, que es la lámina verde y fotosintéticamente activa de la planta (Di

Benedetto, 2005; Aljaro *et al.*, 2009; Mata Vasquez *et al.*, 2011). El conjunto de la parte inferior de las “vainas envolventes” amplexicaules forman un órgano hinchado llamado bulbo tunicado (Maroto Borrego, 1986). Las vainas exteriores a la madurez son de naturaleza apergamizada y con función protectora, dando al bulbo el color característico de la variedad (Mata Vasquez *et al.*, 2011).

1.1.2. Ecofisiología

La cebolla es una planta resistente al frío, sin embargo, para la formación y maduración de los bulbos requiere temperaturas altas y fotoperiodos largos (Maroto Borrego, 1986).

Los cultivares de cebolla se pueden clasificar por la sensibilidad a la duración del día. La cebolla para bulbificar se considera de día largo (es decir necesita 12 horas o más de sol), luego se clasifica como de día largo corto (12 horas), largo intermedio (13 horas) y largo-largo (14 o más horas).

En Argentina, las variedades llamadas de “día largo”, de acuerdo con estos criterios deberían denominarse de “día intermedio”. Para un fotoperíodo dado, la bulbificación será más rápida cuanto mayor sea la temperatura (Brewster, 1999; Di Benedetto, 2005; Aljaro *et al.*, 2009).

1.1.3. Fase de crecimiento herbáceo

Luego de un corto período de dormancia, la semilla puede germinar. La temperatura mínima de germinación es cercana a los 2°C y la óptima se ubica entre 13 y 28°C (Maroto Borrego, 1986; Brewster, 1999). Durante la germinación, la raíz primaria y la porción inferior del cotiledón emergen de la semilla (Brewster, 1999). Primero asoma el cotiledón, en forma de gancho (estado de “codo” y rodilla), el que luego se endereza y levanta su parte apical por arriba del nivel del suelo (“bandera”), seguido por las primeras hojas verdaderas. La raíz primaria es reemplazada por numerosas raíces secundarias poco ramificadas, que colonizan sólo las capas superiores del suelo (Galmarini, 1997; Brewster, 1999; Arboleña, 2005; Kiehr, 2005).

El desarrollo del sistema radicular y foliar tiene un crecimiento máximo entre 18 y 25°C. La tasa de crecimiento disminuye con temperaturas mayores a 30°C. El sistema radical de la cebolla es superficial, ralo y sin pelos radiculares, por lo tanto, la extracción de agua y nutrientes se halla confinada a los primeros 25 cm

de suelo. Los requerimientos de fósforo y potasio son relativamente altos en comparación con otras especies y la utilización del nitrógeno es baja (Maroto Borrego, 1986; Di Benedetto, 2005).

1.1.4. Fase de formación de bulbos

Luego de haber recibido el estímulo fotoperiódico correspondiente, la cebolla inicia la bulbificación, la cual comienza con la paralización del desarrollo del sistema vegetativo aéreo y el inicio de la movilización y acumulación de reservas en la base de las hojas interiores, las cuáles van ensanchándose para formar el bulbo. A medida que progresa la bulbificación, las hojas nuevas (centrales) carecen de láminas y se convierten en órganos de almacenamiento (Maroto Borrego, 1986). Cuando el bulbo se acerca a la madurez, la zona del falso tallo, que se encuentra por encima de la base engrosada (cuello) pierde turgencia y se dobla. Las vainas o catáfilas externas se deshidratan, se colorean y se transforman posteriormente en catáfilas de protección (Galmarini, 1997; Arboleya, 2005; Kiehr, 2005).

1.2. Importancia económica de la cebolla en el mundo

La cebolla es una hortaliza de alto consumo en todo el mundo. Los bulbos que se cosechan se comen crudos o cocidos. La producción a nivel mundial en 2013 y 2014 superó los 80 millones de toneladas anuales, ocupando China el primer lugar, seguido por Estados Unidos, Irán, Rusia e India (FAO, 2017).

Ubicación	Superficie cosechada (en miles de has)	Producción (en miles de toneladas)	Rendimiento kg. ha ⁻¹
Mundo	4.955	93.168	18.801,33
Asia	3.277	61.004	18.611,3
Europa	368	10.116	27.425,7
África	1.022	12.414	12.141,4
América	281	9.368	33.273,9
Oceanía	5	264	56.106,6

Estadísticas de cebolla seca de la FAO (Año 2016)

1.3 El cultivo de cebolla en Argentina

Según datos de la FAO del año 2016, la producción nacional de cebolla (600.000 tn) tiene una participación en el total mundial inferior al 1% (FAO, 2017). Los principales destinos de las exportaciones nacionales son los países miembros del MERCOSUR; hasta el año 2011 la Unión Europea era el segundo destino en importancia (Anónimo, 2016). La cebolla, sin contar las legumbres, es la principal hortaliza argentina de exportación en volumen, con casi 80 mil toneladas en 2018, siendo Brasil el principal destino de las exportaciones (SENASA, 2018).

Argentina presenta tres grandes zonas productoras de cebolla de importancia en la oferta nacional y la exportación: la zona norte, representada principalmente por Santiago del Estero; la zona centro oeste, con las provincias de San Juan y Mendoza y la zona sur, con Buenos Aires y Río Negro (Iurman, 2012). En Santiago del Estero se producen cebollas tempranas; en Cuyo tempranas, intermedias y tardías; y en la zona sur cebollas tardías. Estas últimas corresponden a las del tipo Valenciana y comienzan a bulbificar con un fotoperíodo de 14 horas, en Argentina son consideradas de “día largo” (Galmarini, 1997; Galmarini *et al.*, 2003). La cosecha comienza a mediados/fines de agosto con la producción de la provincia de Santiago del Estero, la cual se basa en la variedad Valencianita de ciclo corto. En el mes de septiembre se produce la cosecha de las cebollas tempranas de la provincia de Salta. A partir de mediados de octubre se suman las producciones correspondientes a las provincias de Cuyo, comenzando con las variedades tempranas y complementándose posteriormente con las Valencianas, principalmente Grano de Oro y Valcatorce INTA. El ciclo de cosecha finaliza con la recolección en la zona del sur de la provincia de Buenos Aires y la de Río Negro, en donde las variedades tempranas comienzan a partir de mediados de diciembre, seguidas en febrero y hasta marzo por variedades de ciclo largo (Anónimo, 2016).

Los cultivares tempranos más utilizados corresponden a cebollas valencianitas (Angaco INTA y Tupungato); los de día intermedio al tipo Torrentina (Navideña INTA) y entre los tardíos, del grupo de las cebollas valencianas, se destacan Valcatorce INTA, Cobriza INTA, Grano de Oro y Valuno INTA

(Galmarini *et al.*, 2003). Durante mucho tiempo el cultivar Valcatorce INTA fue la cebolla predominante dentro de las tardías, sin embargo, esta situación ha ido cambiando, hoy en día más del 70% corresponde a Grano de Oro (Caracotche, 2017).

La mayor superficie de cebolla del país se produce por siembra directa, pero en la producción orgánica, la producción de semilla por el método semilla-semilla y ciertas regiones del país se realiza a través de plantines (Assuero *et al.*, 2007; Gaviola, 2007; Melgarejo *et al.*, 2010; Funcia y Sánchez, 2015; M. López, común. pers. 2017). Esto permitiría el uso de compost y lombriabonos no sólo para mejorar la fertilidad del suelo sino también para aportar microorganismos que supuestamente ayuden a disminuir la incidencia de enfermedades que afecten al cultivo de cebolla. La implantación a través de plantines tiene la ventaja de mayor seguridad, mejor distribución en el terreno, ahorro de semilla, ocupar más tarde los lotes y en el caso de cultivos orgánicos, la posibilidad de poder competir con las malezas, sin embargo, tiene la desventaja de los altos costos (Cantamutto *et al.*, 2001; Gaviola, 2007). Otra de las desventajas de la producción por almácigo es la susceptibilidad a ciertos hongos que atacan en el estado de plantín y la posibilidad de diseminar enfermedades de una región a otra o desde el almácigo al campo (Delhey *et al.*, 2006; Gaviola, 2007).

La densidad de plantación varía de 500.000 a 750.000 plantas por hectárea, la misma está relacionada con el tamaño de bulbo que uno desea obtener. La fecha de trasplante óptima para la zona sur es la segunda quincena de septiembre y la primera de octubre (García, 2002).

1.4. Enfermedades de la cebolla

La producción de cebollas está limitada principalmente por factores bióticos que provocan enfermedades con un fuerte impacto en su rendimiento. Las cebollas son susceptibles a una serie de enfermedades causadas por hongos y bacterias, aunque también pueden ser afectadas por virus y fitoplasmas. La severidad de las enfermedades está influenciada por el clima, las rotaciones de los cultivos, la fenología del cultivo, el estado nutricional, las condiciones de

secado y almacenamiento y las medidas de control de la enfermedad (Entwistle, 1990; Schwartz y Krishna Mohan, 1996; Maude, 2006).

Las enfermedades de la cebolla pueden clasificarse en:

1. enfermedades de plántulas, raíces y bulbos en crecimiento: muerte de plántulas o mal de los almácigos, raíz rosada, podredumbre basal, podredumbre blanca, podredumbre y carbón o tizoncillo.
2. enfermedades foliares: mildiu, mancha blanca, tizón foliar, mancha púrpura, oídio, enanismo amarillo y sapeca entre otras.
3. enfermedades de postcosecha: podredumbres bacterianas, podredumbre blanda por *Fusarium proliferatum*, podredumbre del cuello, carbonilla, moho azul, tizne y peca.

En el país, se han identificado más de 20 enfermedades, sin embargo, sólo algunas de ellas producen un serio impacto: mildiu (*Peronospora destructor*), raíz rosada (*Setophoma terrestris*), podredumbre basal (*Fusarium oxysporum*, *F. proliferatum*), carbonilla (*Aspergillus niger*) y a partir de la temporada 2009/10 se ha sumado la podredumbre blanda causada por diversas bacterias (Kiehr *et al.*, 2011, 2014, 2015; Delhey *et al.*, 2015). La muerte de plántulas, en almácigo o en siembra directa, en ocasiones puede causar daños considerables, pero es de poca importancia global (Kiehr y Delhey, 2007).

1.4.1. Enfermedades de plántulas, raíces y bulbos en crecimiento

Algunas de las enfermedades más destructivas en el cultivo de cebolla son ocasionadas por hongos de suelo, tales como: *Fusarium oxysporum*, *F. proliferatum*, *Rhizoctonia solani*, *Setophoma terrestris*, *Sclerotium cepivorum* y *Pythium* spp. (Schwartz y Krishna Mohan, 1996; Erper *et al.*, 2006; Bello, 2010).

Los patógenos del suelo son los responsables de afectar al sistema radicular de la planta causando marchitamiento, pérdida de turgencia, retraso en el crecimiento y en algunos casos la muerte, algunos de estos síntomas pueden confundirse con los producidos por estrés hídrico o falta de nutrientes (Entwistle, 1990; Brewster, 2001).

Estas enfermedades son difíciles de controlar, principalmente porque su presencia en el suelo las vuelve inaccesible para los fungicidas y además porque tienen propágulos de resistencia que pueden sobrevivir por largos periodos (Brewster, 2001). Las prácticas culturales apropiadas, incluida la rotación de

cultivos, la eliminación de restos de cebolla infectados y la selección apropiada de cultivares, son esenciales para controlarlas (Kiehr y Delhey, 2007).

1.4.1.1. Muerte de plántulas

En el caso de la cebolla, la implantación es un momento crítico ya que las plántulas son delicadas y de crecimiento lento (Brewster, 1994); esto las hace susceptibles frente a patógenos del suelo y de la semilla. En casos de ataques leves se obtiene un cultivo menos denso y vigoroso mientras que si la mortalidad es elevada, puede ser necesario resembrar o trasplantar el cultivo. Aunque en algunos casos el inóculo proviene de la semilla, son mucho más importantes los hongos habitantes del suelo (Kiehr, 2005).

Especies de *Pythium*, *Fusarium* y *Rhizoctonia solani* pueden causar muerte de plántulas en áreas de producción intensiva de aliáceas en siembra directa y otros cultivos o en áreas reservadas para la producción de almácigos (Entwistle, 1990). En Argentina se mencionan como causantes de muerte de plántulas *Pythium* spp., *Rhizoctonia* spp. y *Fusarium* spp. tanto en almácigo como en siembra directa; por otra parte, también se cita como causa de muerte de plántulas el ataque de insectos, salinidad, encostramiento del suelo y toxicidad por herbicidas (Gatica y Oriolani, 1997; Kiehr *et al.*, 1996; Kiehr, 2005). *Pythium* ataca con preferencia cuando las plántulas permanecen durante varias horas consecutivas en contacto directo con el agua o sea en situaciones de mal drenaje (Vincelli, 1996). En el caso de *R. solani*, esta especie se encuentra sobre las raíces de plántulas caídas, pero también en estados fenológicos más avanzados, incluso durante la bulbificación. Otro patógeno que causa la muerte de plántulas en condiciones experimentales es *S. terrestris* (Kiehr, 2005).

La muerte de plántulas ocurre típicamente como una podredumbre, se origina cerca de la superficie del suelo, puede atacar el hipocotilo después de la germinación, matando a la planta incluso antes de que llegue a la superficie. Los tejidos afectados al principio pierden su turgencia y aparecen como embebidos en agua; más tarde, a medida que la descomposición progresa, colapsan, haciendo que la planta se caiga (Porter Clark, 1922).

***Rhizoctonia solani* Kühn**

Varias especies de *Rhizoctonia* están involucradas en la muerte de semillas debido a la pudrición de estas antes de germinar y de plántulas de cebolla que decaen o marchitan rápidamente en muchas partes del mundo (Entwistle, 1990; Sumner, 1996 a).

Las pérdidas que ocasiona no suelen ser elevadas, pero ocasionalmente puede evitar un buen stand de plantas (Sumner, 1996 a). Las primeras citas de este patógeno sobre Aliáceas en Argentina corresponden a Kiehr *et al.* (1992) y Gatica y Oriolani (1997). Kiehr (2005) menciona la presencia de *R. solani* (grupo anastomósico AG-4) sobre raíces de plántulas caídas de cebolla, pero también en estados fenológicos más avanzados, incluso durante la bulbificación, siendo más frecuente en estaciones donde se registran alternadamente situaciones de estrés para la planta (viento, sequía, etc.), con períodos de lluvia.

Rhizoctonia es un habitante común del suelo en el que se reconocen dos grupos principales: binucleado y multinucleado, de acuerdo con el criterio citomorfológico del número de núcleos de las células de las hifas jóvenes, del ancho de las hifas en crecimiento, el color del micelio y la morfología de su teleomorfo (Gasoni, 1994; Yang y Li, 2012).

Los aislados de *R. solani* multinucleados se han asignado a 13 grupos de anastomosis (AG-1 a AG-13), los aislados de *Rhizoctonia* spp. binucleados se encuentran en 21 grupos de anastomosis designados AG-A a AG-U (Yang y Li, 2012).

Gasoni (1994) menciona las siguientes características morfológicas para *R. solani*:

1. Micelio de crecimiento rápido, marrón pálido a oscuro de diámetro relativamente ancho (7-10 μ m), con ramificación cercana al septo distal de las células hifales, a menudo muy cerca del ángulo recto en hifas viejas.
2. Constricción de la ramificación hifal en el punto de origen.
3. Formación de un septo cercano al punto de origen de la ramificación.
4. Producción de células monilioides.
5. Producción de esclerocios de textura uniforme y variación en tamaño y forma.
6. Patogenicidad a un amplio rango de hospedantes, resultando en una variedad de síntomas incluyendo muerte de plántula, podredumbre de raíces, de partes subterráneas, hojas y caída de frutos y semillas.
7. Existencia de un prominente aparato septal (doliporo).

8. Presencia de células multinucleadas en hifas creciendo activamente.

Manejo de la enfermedad

Los almácigos de cebolla deben sembrarse en terrenos donde nunca hubo cebolla o ajo (Delhey *et al.*, 2015). Es aconsejable la desinfección de esos suelos antes de la siembra, por medios químicos o por solarización (Katan *et al.*, 1980; Delhey *et al.*, 2015). Se debe usar semilla de buena calidad y realizar tratamientos con fungicidas curasemillas de amplio espectro. Hay que favorecer una rápida emergencia y desarrollo del cultivo, para ello se debe evitar la siembra con temperaturas muy bajas, utilizar una profundidad y densidad de siembra adecuada, no regar en exceso ni fertilizar excesivamente con nitrógeno (Delhey *et al.*, 2015). Por otra parte, se ha visto que la siembra de cebolla después de la incorporación de cultivos de cobertura en suelos arenosos favorece la aparición de *R. solani*, observándose que si se aplicaban fungicidas a base de azoxistrobina disminuía la enfermedad (du Toit *et al.*, 2011).

1.4.1.2. Raíz rosada

El hongo *Setophoma terrestris* (H.N. Hansen) Gruyter, Aveskamp & Verkley (= *Phoma terrestris* H. N. Hansen = *Pyrenochaeta terrestris* (H. N. Hansen) Gorenz, J.C. Walker & Larson) produce la enfermedad raíz rosada que afecta principalmente cebolla y ajo, aunque también se lo cita en *Allium fistulosum*, *A. cepa* var. *aggregatum*, *A. schoenoprasum* y *A. ampeloprasum* (Wordell Filho *et al.*, 2006).

S. terrestris es un habitante de suelo de baja especificidad que ataca las raíces de 86 especies (Wordell Filho *et al.*, 2006). No obstante, la cebolla es la única especie en la que raíz rosada es considerada una enfermedad de importancia económica a nivel mundial (Henrique de Albuquerque Maranhão y Araujo de Albuquerque Maranhão, 2008-2009). Taubenhau y Johnson citaron en 1917 por primera vez esta enfermedad para cebolla en Texas, Estados Unidos (Cadenas Giraldo, 1998). Posteriormente ha sido registrada en casi todo el mundo y es especialmente severa en los trópicos y subtrópicos (Calle Bellido, 2005). Este patógeno también ha sido encontrado produciendo muerte de plántulas en la etapa de almácigos (Cadenas Giraldo, 1998; Montes Belmont *et al.*, 2003; Kiehr, 2005).

En Argentina presenta carácter endémico y su desarrollo se ve favorecido, principalmente, en las zonas centro-oeste y norte del país (Lafi y Linardelli, 2011). Fue detectada por primera vez en cebolla, en la provincia de Mendoza (Klingner y Pontis-Videla, 1961; 1962) y luego en San Juan (Klingner y Pontis-Videla, 1964). Carranza (1979) menciona su presencia en cebolla para las zonas del Gran Buenos Aires, La Plata, Noroeste y Cuyo; y en el cultivo de ajo en el Litoral y Cuyo, pero no lo registra para el puerro. Kiehr (2005) menciona haberla detectado en la zona de Bahía Blanca en plantas de puerro que presentaban raíces rosadas, en plantas voluntarias de tomate y de *Cyperus rotundus*, ambas creciendo en un cultivo de cebolla. En las zonas productoras de cebolla del sur de la provincia de Buenos Aires y los valles medios e inferior del Río Negro está ampliamente difundida (Delhey *et al.*, 2015).

La enfermedad se presenta generalmente por manchones en el campo, pero pueden encontrarse plantas aisladas infectadas por el hongo. Los síntomas se inician con amarillamiento, clorosis y luego necrosis de las hojas, avanzando desde la parte apical hacia la base y comenzando por las hojas externas, más viejas. La parte aérea de la planta puede secarse totalmente (Kiehr, 2005). Las hifas del hongo penetran en las raíces, que se vuelven de color rosa claro o amarillento; cuando la infección progresa, toman un color rosa más oscuro, convirtiéndose en púrpura profundo (Maude, 2006; Wordell Filho *et al.*, 2006). Además del cambio de coloración, las raíces afectadas pierden turgencia, se acintan, se arrugan y mueren por lo que la planta debe emitir nuevas raíces para poder subsistir, esto puede producir bulbos pequeños afectando el rendimiento si ocurre en estadios tempranos, pero no presenta pudriciones (Gatica y Oriolani, 1997; Kiehr, 2005; Wordell Filho *et al.*, 2006; Henrique de Albuquerque Maranhão y Araujo de Albuquerque Maranhão, 2008-2009).

Setophoma terrestris presenta picnidios de hasta 400 μm de diámetro, oscuros, a veces papilados, con un ostíolo bien visible, presentando largas setas oscuras, tabicadas, de 4 a 5 μm de diámetro. Conidios unicelulares, cilíndricos a elipsoidales, con los extremos redondeados, hialinos, gutulados, 4-8 x 2-2,5 μm ; a veces salen en cirros (Kiehr, 2005).

La raíz rosada se manifiesta en cualquier etapa de desarrollo de la cebolla dependiendo de la temperatura. Las temperaturas óptimas para el crecimiento de patógeno y para el desarrollo de la enfermedad son de 24 a 28°C; la infección

se reduce a 20°C y hay poca enfermedad a menos de 16°C (Sumner, 1996 b). La intensidad del daño depende de la cantidad de inóculo y de la temperatura del suelo. En años más secos y cuando las plantas están desequilibradas nutricionalmente, la raíz rosada aparece con mayor intensidad. La infección comienza en las raíces más viejas de la planta, con mayor intensidad al final de crecimiento del cultivo, coincidente con el aumento de temperatura (Wordell Filho *et al.*, 2006). Al igual que *F. oxysporum* f. sp. *cepae* este hongo es más activo en los 15 cm superiores del suelo, pero se diferencia del mismo en que no invade el disco de la cebolla, ambos hongos pueden presentarse asociados (Maude, 2006).

Setophoma terrestris probablemente sobrevive en el suelo como clamidosporas, picnidios o picnidiosporas o colonizando raíces o restos vegetales (Sumner, 1996 b). Las poblaciones del hongo en el suelo aumentan rápidamente en presencia de cebollas (Entwistle, 1990). La diseminación del patógeno se da por el movimiento del suelo, el escurrimiento del agua y, principalmente, por el transporte de bulbos y catáfilas enfermas (Wordell Filho *et al.*, 2006).

Manejo de la enfermedad

Entre las principales medidas de control para reducir el problema de raíz rosada se encuentran el uso de variedades resistentes, la rotación de cultivos, la fumigación y/o solarización del suelo, mantener las plantas vigorosas mediante diferentes prácticas de manejo, incorporación de enmiendas y abonos verdes y aplicación de fungicidas (Agamennoni *et al.*, 1998; Delhey *et al.*, 1998; Cho *et al.*, 2000; Delhey *et al.*, 2015; Macias Duarte *et al.*, 2016).

A nivel mundial existen disponibles variedades resistentes, pero muchas variedades populares no tienen esta característica; además, muchas variedades son resistentes en algunas ubicaciones, pero no en otras, dependiendo de qué cepas del hongo estén presentes (Entwistle, 1990; Adams, 2003). Variedades resistentes en otros países fueron intensamente atacadas por *S. terrestris* en Argentina (Piccolo y Galmarini, 1994).

Es posible que hayan ocurrido temperaturas por encima de 28°C, donde la resistencia pudo ser quebrada (Wordell Filho *et al.*, 2006). Hasta el momento en Argentina no existen materiales con resistencia a esta enfermedad.

Aunque muchos cultivos son hospedadores del patógeno, la rotación es un control efectivo. Se recomiendan rotaciones sin aliáceas durante tres o más años para disminuir la cantidad de inóculo presente en el suelo (Wordell Filho *et al.*, 2006). La siembra de cebollas después de los cereales puede ser una práctica peligrosa porque el potencial del inóculo generalmente aumenta con los cereales (Swett *et al.*, 2019). Sin embargo, en Argentina no hay antecedentes al respecto.

El aumento de la biodiversidad, estimulado por la fertilización orgánica, aumenta la posibilidad del control biológico natural por acelerar la actividad antagonista (Hoitink y Fahy, 1986). El crecimiento de este patógeno puede ser inhibido por la microbiota del suelo, ya sea por antibiosis o por competencia con nutrientes (Latham y Watson, 1967 *vide* Smith, 2009). Al respecto Kiehr *et al.* (1996) han estudiado el efecto de distintas enmiendas sobre la emergencia, crecimiento y supervivencia de cebollas en distintos suelos, presentando resultados alentadores las enmiendas con frutos y hojas de paraíso.

La fumigación con metam sodio o cloropicrina puede ser eficaz contra algunas cepas del hongo, pero no es eficaz contra muchas de las cepas más virulentas (Swett *et al.*, 2019). La aplicación de productos químicos o biológicos, en diversos ensayos presenta resultados variables y no siempre alentadores, a esto se suma el alto costo que implica su uso (Adams, 2003; Pulido Herrera *et al.*, 2012; Macias Duarte *et al.*, 2016).

El uso de estas técnicas en forma individual o en forma combinada presenta resultados variables.

1.4.1.3. Podredumbre basal

Entre los hongos de suelo que provocan enfermedades en el cultivo de cebolla se encuentran especies de *Fusarium* las que presentan una amplia distribución a nivel mundial, principalmente en climas cálidos. *Fusarium oxysporum* Schltdl.: Fr. f. sp. *cepae* (Hanzawa) W. C. Snyder & H. N. Hansen ocasiona la pudrición basal del bulbo de cebolla y del ajo. Los daños causados por este género pueden alcanzar el 40 % de reducción de los rendimientos (Havey, 1996; Kiehr, 2005). Además de *Fusarium oxysporum f.sp. cepae* también se citan sobre cebolla *Fusarium verticillioides* (Sacc.) Nirenberg (sinónimo: *F. moniliforme*), *Fusarium solani* (Mart) Sacc y *Fusarium proliferatum*

(Matsushima) Nirenberg como productor de micotoxinas (Kiehr, 2005; Caligiore Gei, 2014; Chebte, 2015).

Según Vigliola *et al.* (1987), la podredumbre causada por *Fusarium* es la enfermedad que aparece con más frecuencia en cebolla en el Mercado Central de Buenos Aires, sin distinción de zonas de producción.

Entre los síntomas que puede ocasionar se encuentra el retraso en la emergencia de plántulas, “damping-off” y disminución del crecimiento de plántulas (Cramer, 2000). En plantas maduras, los síntomas de la enfermedad a campo son parecidos a los de raíz rosada, comienzan con un amarillamiento y decaimiento de las hojas más viejas, que avanza desde la punta hacia la base; luego se seca todo el follaje y la planta puede morir (Cramer 2000; Kiehr, 2005). Los discos infectados pueden mostrar una decoloración marrón, a partir de allí la podredumbre avanza por las catáfilas carnosas, los bulbos afectados pueden presentar pudrición a campo (manchones o plantas aisladas) o progresivamente en el almacenaje (Havey, 1996; Kiehr, 2005; Delhey *et al.*, 2015). La infección puede ocurrir en cualquier momento durante el crecimiento del cultivo, pero los síntomas de podredumbre basal se evidencian más intensamente a partir de la bulbificación (Havey, 1996; Wordell Filho *et al.*, 2006). Puede haber cebollas que no presentan síntomas de la enfermedad en el momento de cosecha pero que están infectados y manifiestan la pudrición durante el almacenaje, en el Valle Bonaerense del Río Colorado hasta fines de abril, no se producen infecciones nuevas durante el almacenaje (Kiehr *et al.*, 2002; Özer y Köycü, 2004; Chebte, 2015).

Este patógeno forma tres tipos de esporas, clamidosporas, macroconidios y microconidios. Las clamidosporas, le permiten sobrevivir en el suelo a largo plazo, siendo la principal fuente de inóculo bajo condiciones de campo (Havey, 1996; Cramer, 2000).

Fusarium oxysporum f. sp. *cepae* es un hongo necrótrofo que causa podredumbre basal cuando las temperaturas del suelo se encuentran entre 25 y 35°C, rara vez se ha visto con temperaturas de 15°C (Havey, 1996). Aunque la temperatura es el principal factor limitante en la epidemiología de la enfermedad, la concentración de inóculo y ciertos factores del suelo también son importantes (Maude, 2006).

F. oxysporum f. sp. *cepae* invade la planta a través de las raíces y/o el disco basal, causando muerte de la raíz y abscisión de la misma (Cramer, 2000). También puede entrar por heridas resultantes del desmalezado manual o aquellas producidas por gusanos u otros insectos (Kiehr *et al.*, 2002; Özer y Köycü, 2004). En Colorado (USA) y en el Alto Valle del Río Negro y Neuquén la mosca *Delia platura* (Meigen) y la podredumbre basal de cebolla causada por *Fusarium* spp. se las ha encontrado frecuentemente asociadas (Dapoto *et al.*, 1988-93; Özer y Köycü, 2004).

El patógeno puede transmitirse por residuos de cebolla, suelo infectado, agua de riego, herramientas agrícolas, trasplante y semilla (Kiehr *et al.*, 2002; Özer y Köycü, 2004).

Manejo de la enfermedad

Entre las prácticas culturales se menciona la rotación con cultivos no susceptibles por lo menos por 4 años o más (Entwistle, 1990; Wordell Filho *et al.*, 2006; Agamennoni *et al.*, 2008; Delhey *et al.*, 2015), siendo hasta el momento el mejor método para el país.

A nivel mundial se menciona el uso de materiales resistentes (Havey, 1996; Cramer, 2000), en la Argentina se ha probado una variedad de origen norteamericano (TW-2007), la cual ha presentado mejor comportamiento que las utilizadas comúnmente, Grano de Oro y Valcatorce INTA (Caligiore Gei *et al.*, 2014). En el país se han obtenido recientemente avances importantes, contándose con líneas avanzadas de día intermedio y largo tolerantes a *Fusarium* (Galmarini, 2018). En el sur de la provincia de Buenos Aires el mejor comportamiento de la variedad Grano de Oro ante la podredumbre basal ha sido uno de los motivos por los que ha desplazado en superficie a Valcatorce INTA, la cuál es altamente susceptible (Delhey *et al.*, 2015).

En cuanto al control químico y biológico, a pesar de los diversos ensayos, no ha habido resultados alentadores (Baffoni *et al.*, 2011; Pulido Herrera *et al.*, 2012; Baffoni y Zelaya, 2013).

1.4.2. Enfermedades de postcosecha

La mayoría de las enfermedades de la cebolla comienzan en las plantas que crecen en el campo y continúan desarrollándose en los bulbos durante el almacenamiento y el tránsito, cuando los síntomas se hacen evidentes (Kiehr y Delhey, 2007). Las enfermedades de bulbos de cebolla que se manifiestan durante el período de conservación, además de reducir los rendimientos, afectan la calidad y apariencia, disminuyendo su valor comercial. Existen esencialmente dos tipos de daño en los bulbos: las podredumbres y los mohos (Frayssinet, 2005). El control efectivo de las enfermedades de poscosecha comienza con la comprensión de que estas enfermedades se originan en el campo (Kiehr y Delhey, 2007). El control por medio del manejo del cultivo es de crucial importancia dado que otras alternativas, como resistencia y control químico, tienen sus limitaciones (Kiehr, 2005).

1.4.2.1. Carbonilla

Aspergillus niger Tiegh. es el causante de la carbonilla en cebolla. Se lo encuentra en cebollas blancas y amarillas durante el almacenamiento o transporte (Özer y Köycü, 2004). Si bien esta enfermedad no afecta el rendimiento en el campo, el rendimiento comercial se ve reducido por el descarte de los bulbos mohosos durante el empaque, incrementando los costos de clasificación y empaque (Delhey *et al.*, 2015). Las infecciones ocultas o latentes, no detectadas en el momento del empaque, se manifiestan durante el transporte y la comercialización, y son motivo de descuentos y de rechazo de mercadería, como ha ocurrido en puertos europeos con cebolla proveniente de la Argentina (Kiehr y Delhey, 2007).

Aspergillus es un hongo ubicuo, de amplia distribución geográfica, observado en numerosos tipos de hábitats, con capacidad de colonizar saprofiticamente una extensa variedad de substratos, aunque también, resulta un patógeno oportunista de algunas plantas cultivadas (Raper y Fennell, 1965 *vide* Frayssinet, 2005). En el caso de Argentina, *A. niger* es mencionado por Marchionatto (1944) como causante del moho negro en bulbos de cebolla (Fernández Valiela, 1952). Es una enfermedad que se presenta todos los años y en casi todos los campos del sur y oeste argentino (Delhey *et al.*, 2015). Durante mucho tiempo la carbonilla fue la enfermedad más importante de

postcosecha del Valle Bonaerense del Río Colorado, sin embargo, en los últimos años la podredumbre blanda por bacteriosis la ha desplazado en importancia.

Los síntomas, casi siempre, se presentan después de la cosecha, como un moho negruzco (puede ser precedido por un efímero micelio blanco) sobre y entre las catáfilas envolventes, avanzando desde el cuello hacia la base (Kiehr *et al.*, 2002; Delhey *et al.*, 2015). La infección avanza normalmente desde el cuello hacia la base, raras veces se observa podredumbre. La enfermedad se presenta con mayor frecuencia en bulbos grandes que en bulbos pequeños (Kiehr *et al.*, 2002). Bajo las condiciones del Valle Bonaerense del Río Colorado raras veces compromete la parte carnosa del bulbo a diferencia de lo que ocurre en otras partes del mundo en las cuales, las pérdidas por pudrición son importantes (Frayssinet, 2005).

A. niger presenta micelio septado, de color hialino a amarillo pajoso, conidios negros, esféricos, que son transportados en cadenas (Sumner, 1996 c; Özer y Köycü, 2004).

A. niger tiene capacidad de vivir en muchos lugares como por ejemplo la semilla y restos de cultivo entre otros, por lo que en general siempre hay esporas disponibles en el aire o suelos, especialmente en aquellos en los que se cultiva cebolla, además puede crecer saprofiticamente en tejido animal o vegetal muerto (Kiehr *et al.*, 2002; Carballo y Maeso, 2005; Wordell Filho *et al.*, 2006; Ozer *et al.*, 2009). El viento juega un papel relevante en su dispersión (Kiehr *et al.*, 2002). La gran mayoría, si no la totalidad, de las infecciones se producen en las plantas, previo a la cosecha. Cuando las hojas se entregan, el hongo coloniza el cuello del bulbo y el moho (esporulación del hongo) se manifiesta cuando las catáfilas externas se secan y se colorean ("curado"). Posteriormente hay un avance muy lento de carbonilla en las pilas de conservación. Temperaturas superiores a 30°C y humedad relativa por encima del 80% durante el almacenaje y transporte favorecen la formación de moho (Brewster, 2001; Kiehr *et al.*, 2002).

Las infecciones se propagan por esporas transportadas por el aire. Las esporas pueden germinar dentro de tres a seis horas bajo una alta humedad relativa, pero la germinación se inhibe por debajo del 75% de humedad relativa (Sumner, 1996 c; Wordell Filho *et al.*, 2006).

Manejo de la enfermedad

No hay medidas eficientes para controlar esta enfermedad, por lo tanto, hay que recurrir a un conjunto de técnicas que en su totalidad tienden a reducir el riesgo de carbonilla. Tradicionalmente, se ha intentado impedir y reducir la formación del moho en postcosecha, a través de la regulación de las condiciones ambientales. Este enfoque debe ser complementado por medidas que disminuyan las infecciones en el campo o sea que el control debe comenzar en el cultivo (Kiehr *et al.*, 2002; Delhey *et al.*, 2015).

No se conocen cultivares resistentes pero las cebollas blancas son menos susceptibles a la carbonilla que las amarillas, marrones o rojas (Sumner, 1996 c). En el país algunos materiales son menos susceptibles que Valcatorce INTA o Grano de Oro, p. ej. Viper o Antartica INTA, de catáfilas blancas y aptas para deshidratado, esta última demostró buen comportamiento para la zona del Valle Inferior del Río Negro (Kiehr *et al.*, 2002; Pozzo Ardizzi *et al.*, 2008).

Los suelos con adecuada fertilización orgánica propician mejor el desarrollo de los bulbos, formando cutícula de mayor consistencia, la que confiere mayor resistencia a la infección por *A. niger* (Sumner, 1996 c). La rotación de cultivos tiende a reducir el inóculo presente en el suelo, lotes que provienen de cultivos hortícolas o agrícolas tienen un mayor riesgo de carbonilla que aquellos que provienen de campo natural o pasturas (Kiehr *et al.*, 2002; Hayden *et al.*, 1994 fide Wordell Filho *et al.*, 2006).

El manejo en cosecha, transporte y curación debe ser lo más cuidadoso posible, evitando heridas y manteniendo los bulbos en un ambiente seco, ventilado, en Estados Unidos la conservación a temperaturas entre 0 y 1°C fue el método más eficiente pero los costos son muy elevados; en Australia tienen una conservación aceptable manteniéndolos a 27°C (Sumner, 1996 c; Wordell Filho *et al.*, 2006; Adongo, 2012).

Una práctica recomendada para disminuir el nivel de *A. niger* en las semillas es el tratamiento de estas con fungicidas como procloraz o tiram (Sumner, 1996 c; Adongo, 2012). El tratamiento químico de los bulbos es indeseable debido a los posibles riesgos para la salud. Por lo tanto, los bulbos deben estar protegidos de la humedad durante y después de la cosecha para evitar el desarrollo de moho negro. También se recomienda un curado rápido y completo y una buena ventilación durante el almacenamiento (Adongo, 2012).

Los actuales métodos de cosecha y conservación en pilas rústicas en el campo no aumentan el riesgo de carbonilla (Kiehr *et al.*, 2002; Delhey *et al.*, 2015).

El transporte en contenedores semiabiertos en la cubierta de los barcos favorece la manifestación de carbonilla, debido a las elevadas temperatura y humedad que sufren los bulbos durante el trayecto. El uso de contenedores ventilados o la colocación en la bodega refrigerada son alternativas ventajosas, pero más costosas. Es imperativo elegir las mejores partidas para el mercado de ultramar y realizar una clasificación muy rigurosa antes del empaque y embarque (Kiehr *et al.*, 2002).

1.4.2.2. Podredumbres bacterianas

El cultivo de cebolla es afectado por varias enfermedades cuyos agentes causales son bacterias y se denominan genéricamente “bacteriosis”. Pueden afectar varias partes de la planta (follaje, cuello y bulbo) desintegrando a los tejidos y produciendo en ellos una degradación generalmente húmeda, viscosa y con olor desagradable (Maeso, 2005).

En Argentina es causada por las siguientes bacterias: *Enterobacter cloacae*, *Klebsiella oxytoca*, *Pantoea* sp., *Pectobacterium carotovorum*, *Rahnella aquatilis*, *Serratia marcescens*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Burkholderia cepacia*, etc. (Delhey *et al.*, 2019). Algunas de estas bacterias afectan únicamente a aliáceas, otras tienen un rango de huéspedes muy amplio, todas tienen la capacidad de sobrevivir en restos en el suelo, malezas y en las pilas de descarte y algunas, como *B. cepacia*, en fuentes de agua (Tomlinson, 1985; Maeso, 2005; Delhey *et al.*, 2015). Estas podredumbres son importantes en años lluviosos, riego por aspersión o inundación, principalmente a partir de la bulbificación del cultivo (Delhey *et al.*, 2015).

Se pueden diferenciar dos tipos de síntomas, los foliares y las podredumbres de bulbos (Maeso, 2005). El tipo de síntoma depende principalmente del patógeno involucrado (algunos son favorecidos por condiciones frescas y la mayoría por tiempo cálido), estado fenológico del huésped (la planta se vuelve susceptible a algunos de ellos sólo después de bulbificación) y del momento del ciclo en que se registren las condiciones que ocasionaron la infección (Maeso, 2005, Delhey *et al.*, 2015; 2019). Aunque puede observarse muerte de plantas, es principalmente una enfermedad de

postcosecha. Avanza en las pilas de conservación durante todo el período de almacenaje, además infecciones latentes pueden manifestarse rápidamente durante el transporte y comercialización (Delhey *et al.*, 2015).

Manejo de la enfermedad

No se dispone de cultivares resistentes, pero cultivares de dormancia prolongada presentan un mejor comportamiento ante las podredumbres bacterianas (Delhey *et al.*, 2015).

El control químico es poco promisorio. Si bien la mezcla de productos cúpricos con ditiocarbamatos (p.ej. mancozeb) mejora la efectividad de éstos, el control es parcial (Maeso, 2005; Delhey *et al.*, 2015). En el caso del uso de antibióticos, esto tiene múltiples desventajas, entre ellas la posibilidad de generación de resistencia por parte de las bacterias en general, no sólo las fitopatógenas y además por su poca persistencia en la planta (Maeso, 2005).

Se recomienda la rotación con pasturas perennes o cultivos no-hortícolas evitando el cultivo en lotes donde anteriormente hubo problemas (Maeso, 2005; Agamennoni *et al.*, 2011; Baffoni *et al.*, 2015; Delhey *et al.*, 2015).

Es importante evitar la manipulación del follaje cuando está húmedo y emplear medidas de manejo que promuevan una buena ventilación y un rápido secado del follaje (Maeso, 2005). El manejo del agua es de gran importancia, hay que evitar el encharcamiento e inundación procurando un buen drenaje. El riego por aspersión en ocasiones aumenta el riesgo de infecciones bacterianas en comparación con el de gravedad (Delhey *et al.*, 2015). Al seleccionar la fuente de agua para riego, es necesario tener en cuenta que algunos de estos patógenos pueden permanecer en el agua (Maeso, 2005).

Hay que evitar los excesos de fertilización nitrogenada y los daños en las hojas ocasionados por otras enfermedades, insectos y maquinarias. Un rápido y perfecto curado y cierre del cuello es esencial para impedir el ingreso de las bacterias al bulbo (Delhey *et al.*, 2015). Es conveniente aplicar productos cúpricos luego o previo a la ocurrencia de heridas en el cultivo (Maeso, 2005).

Al igual que en las enfermedades anteriores una única herramienta de control no es suficiente.

1.5. Compost y lombricompost

Por lo descripto hasta el momento, son pocas las alternativas para el control y manejo de las enfermedades mencionadas, lo que hace necesaria la búsqueda de soluciones. Una posibilidad puede ser el uso de compost y otros tipos de abonos orgánicos aplicados al suelo ya que tienen el potencial de promover el control biológico de enfermedades de plantas, además de mejorar la condición de la raíz y aportar nutrientes a la planta, favoreciendo un crecimiento adecuado del cultivo, que le permite tolerar las enfermedades o escapar de la infección (Mendoza Hernández, 2010). Una planta sana es menos vulnerable a las plagas o enfermedades y esto depende en gran parte de la fertilidad del suelo (IFOAM, 2002).

Durante siglos, los agricultores han manipulado la ecología del suelo mediante el agregado o agotamiento de materia orgánica (Bailey y Lazarovits, 2003). El contenido y la calidad de la materia orgánica del suelo influyen en muchas de sus funciones, tales como retención de humedad, infiltración y retención y liberación de nutrientes. La salud del suelo es "la capacidad de un suelo para funcionar como un sistema vivo vital y para promover la salud vegetal y animal" (Bailey y Lazarovits, 2003; Stone *et al.*, 2004). La incorporación de enmiendas orgánicas y el manejo de los residuos de los cultivos (tipo y cantidad) tienen un impacto directo en la salud de las plantas y en la productividad de los cultivos (Bailey y Lazarovits, 2003).

En el caso de los composts y lombricompostos, estos alcanzan rápidamente el equilibrio con el ecosistema del suelo sin causar algunas de las principales perturbaciones asociadas con desechos orgánicos crudos. Estos productos son valiosos en la agricultura como fuentes de nutrientes y en la mejora del suelo (Dominguez *et al.*, 2010; Dominguez y Edward, 2011).

El compost y el lombricompost son el resultado de procesos aeróbicos de transformación de residuos orgánicos, animales y vegetales, que ocurren en la naturaleza debido a la acción de lombrices, bacterias y hongos descomponedores de la materia orgánica (Larco Reyes, 2004). Aunque ambos son procesos bio-oxidativos que estabilizan la materia orgánica, existen diferencias importantes entre ellos. El compostaje incluye una fase termófila (45 a 65° C), durante la cual se degrada la materia orgánica lábil y se reducen efectivamente los patógenos, mientras que en el lombricompostaje no hay una

fase termofílica (temperaturas por encima de 35°C matan las lombrices) y la actividad conjunta de las lombrices y microorganismos es la encargada de estabilizar la materia orgánica (Tognetti *et al.*, 2005). Se puede decir que, así como el compost es el resultado de un proceso termófilo, el lombricompost también llamado lombriabono o vermicompost es el resultado de un proceso de descomposición mesofílica, completamente aeróbico (Dominguez y Edward, 2011). Una posibilidad es la combinación de compostaje y lombricompostaje en donde primero se llevaría a cabo una fase termofílica, antes del agregado de las lombrices (Domínguez *et al.*, 1997; Tognetti *et al.*, 2005)

El compostaje tiene como finalidad transformar un residuo orgánico y heterogéneo en materia orgánica estabilizada, la cual recibe el nombre de compost. Si el proceso es adecuado el producto debe estar libre de patógenos y semillas de malezas (Van Hereden *et al.*, 2002; Insam y de Bertoldi, 2007). Este proceso depende de la acción de los microorganismos que requieren de una fuente de carbono que les proporcione energía y material para las nuevas células, junto a un aporte de nitrógeno para las proteínas celulares, para ello es deseable que la relación de carbono y nitrógeno (C/N) de la mezcla inicial este en un rango entre 25 a 35/1 (Dalzell *et al.*, 1991). Otros factores que influyen en el proceso de compostaje que se deben mencionar son la temperatura, humedad, pH, tamaño de las partículas del material orgánico utilizado, oxígeno y aireación ya que el compostaje es un proceso aeróbico (Pellejero, 2013).

El proceso de elaboración de compost se lleva a cabo en tres fases. La primera ocurre durante las primeras 24 a 48 hs con temperaturas que gradualmente alcanzan los 40 a 50°C, hay destrucción de los azúcares y sustancias fácilmente degradables (Hoitink *et al.*, 1997). Durante la segunda fase prevalecen temperaturas entre 40 y 65°C; en esta etapa se destruyen las sustancias celulósicas que son menos biodegradables (Hoitink y Grebus, 1994), es importante que, por lo menos durante 3 días, la temperatura se mantenga entre 55 y 60°C (Dalzell *et al.*, 1991). Durante esta parte del proceso los microorganismos termofílicos predominan. Los patógenos de las plantas y las semillas se mueren por el alto calor generado en esta parte del proceso (Hoitink *et al.*, 1997). En el caso de esporas de hongos con revestimientos exteriores duros, se aconseja no agregar ese material enfermo a la pila de compostaje, ya

que no se suele alcanzar temperaturas suficientemente altas como para destruirlas (Jenkins y Jain, 2010).

Es necesario remover y mezclar el compost para exponer a todos los residuos a las altas temperaturas y de esta manera lograr un producto homogéneo, libre de patógenos y semillas de malezas (Hoitink *et al.*, 1997). La tercera fase de compostaje implica el curado o estabilización del producto. Como consecuencia la temperatura y la tasa de descomposición disminuyen y los microorganismos mesofílicos recolonizan el compost (Hoitink y Grebus, 1994).

Se considera que un compost está maduro cuando la relación C/N se encuentra por debajo de 20 y lo más cercano a 15, aunque esto depende del material de partida y la disponibilidad del carbono presente (Villalba Marquez, 2005; Masaguer Rodriguez y Benito Capa, 2011; Pellejero, 2013). Según Dalzell, *et al.* (1991) la madurez completa se alcanza cuando la relación C/N del compost está cercana a 10/1.

El lombricompostaje se basa en un proceso que implica la bio oxidación y estabilización de material orgánico por la acción conjunta de lombrices y microorganismos. Aunque los microorganismos son los responsables de degradar bioquímicamente la materia orgánica, las lombrices son conductores cruciales del proceso, ya que airean, condicionan y fragmentan el sustrato, aumentando así la actividad microbiana. En este proceso se pueden distinguir dos fases, una activa donde las lombrices procesan el residuo, modificando su estado físico y composición microbiana y una fase de maduración en la cual las lombrices se desplazan hacia capas más frescas con residuos no digeridos (Dominguez y Edward, 2011). El intestino de las lombrices contiene una amplia gama de microorganismos, enzimas y hormonas que ayuda en la descomposición rápida del material medio digerido transformándolos en lombricompost en poco tiempo (Pathma y Sakthivel, 2012). Los lombricompostos contienen poblaciones mucho más grandes de bacterias ($5,7 \times 10^7$), hongos ($22,7 \times 10^4$), y actinomicetos ($17,7 \times 10^6$) en comparación con los compost convencionales obtenidos con un proceso termofílico (Arancon y Edwards, 2011). El lombricompost es un material parecido a la turba, que exhibe alta porosidad, aireación, drenaje, capacidad de retención de agua y rica actividad microbiana (Pathma y Sakthivel, 2012).

En comparación con los materiales originales, los lombricompuestos tienen una relación C/N más baja (Lazcano *et al.*, 2008), menor contenido de sales solubles, mayor capacidad de intercambio catiónico y un mayor contenido de ácido húmico debido a la transformación de sustancias orgánicas en compuestos húmicos estables (Arancon y Edwards, 2011).

A diferencia del compost convencional, la calidad de lombricompuesto es menos variable en su composición química y hay mayor grado de humificación (Hashemimajd *et al.*, 2006). El lombricompuesto y las sustancias húmicas tienen un efecto estimulante positivo sobre el crecimiento de las plantas y la promoción de resistencia de las plantas. Sin embargo, hay investigaciones que demuestran que también puede haber efectos negativos por el lombricompuesto en algunas especies de plantas en etapas tempranas del desarrollo (Ivinskii, 2011).

1.5.1 Uso de compost y lombricompuesto en la agricultura y su efecto en la sanidad de las plantas.

Una planta se considera sana o normal cuando lleva a cabo sus funciones fisiológicas acorde a su potencial genético. En cambio, se considera que una planta está enferma cuando una o varias de sus funciones son alteradas por organismos patógenos o por determinadas condiciones del medio (Agrios, 2005).

Las enfermedades de las plantas son una gran limitación para mejorar la eficiencia de la producción y la calidad de los cultivos ya que reducen la disponibilidad de nutrientes, la absorción, la distribución o la utilización por parte de la planta. Los síntomas de enfermedades frecuentemente reflejan el estado nutricional alterado de la planta y con frecuencia es difícil distinguir claramente entre los factores bióticos y abióticos involucrados (Huber y Haneklaus, 2007).

El pH del suelo, el nivel de calcio, la forma de nitrógeno, y la disponibilidad de nutrientes pueden jugar un rol importante en el manejo de las enfermedades (Jenkins y Jain, 2010). Las plantas que reciben una nutrición mineral balanceada son más tolerantes a las enfermedades; tienen mayor capacidad para protegerse de nuevas infecciones y de limitar las existentes a diferencia de cuando uno o más nutrientes son abastecidos en cantidades excesivas o deficientes (Velasco Velasco, 1999). Esto se debe a que la nutrición afecta la velocidad de crecimiento y la rapidez de las plantas para defenderse de los patógenos; por ejemplo, la abundancia de nitrógeno produce crecimiento joven y succulento, prolongando la

fase vegetativa y haciéndolas más susceptibles a ciertos patógenos (durante períodos más prolongados). En el caso de la falta de nitrógeno las plantas se debilitan, crecen con más lentitud y envejecen con mayor rapidez, haciéndolas susceptibles a los patógenos que tienen así más posibilidad de atacar a plantas débiles y de crecimiento lento (Agrios, 2005).

Las enfermedades causadas por microorganismos que afectan las raíces de las plantas son consecuencia de una reducción de la biodiversidad de los organismos del suelo y una baja cantidad de materia orgánica (Jenkins y Jain, 2010; Pathma y Sakthivel, 2012). Cuando un suelo posee organismos benéficos que atacan, repelen o antagonizan con los patógenos se dice que es supresor, en este caso el ambiente no es favorable para el desarrollo del patógeno (Cook y Baker, 1983). La acción supresora de los suelos puede estar protagonizada por uno o más agentes antagonistas (Stone *et al.*, 2004; Vargas García y Suárez Estrella, 2011; Pathma y Sakthivel, 2012). La incorporación de compost, lombricompostos u otro tipo de enmiendas orgánicas al suelo no sólo añade vida microbiana sino que además sirve para mejorar la estructura y propiedades químicas, suministrar nutrientes y aumentar la retención de humedad del mismo (Dalzell *et al.*, 1991; Szczech y Smolinska, 2001; Posso Agudelo, 2010; Borrego Benjumea, 2014).

En la producción hortícola, el compost y el lombricompost suelen utilizarse como enmienda orgánica para los suelos, abono orgánico para las plantas cultivadas, sustrato y/o componente de sustrato para plantines y supresión de enfermedades del suelo (Atiyeh *et al.*, 2000; Soliva y Paulet, 2003; Bachman y Metzger, 2008; Arancon y Edwards, 2011; Moral Herrero y Muro Erreguerena, 2011; Pellejero, 2013; Ozores-Hampton, 2016).

Cada vez más, los plantines se producen en bandejas debido a las demandas del mercado y numerosas ventajas, incluyendo una mayor producción por superficie, crecimiento rápido de las plantas, mayor calidad de las plantas, etc. (Lazcano *et al.*, 2009). La industria de plantines de hortalizas usa la turba como el principal ingrediente de los sustratos inertes, sin embargo, éste es un recurso costoso y no renovable, esto ha llevado a su uso en mezclas con compost o lombricompost. (Termorshuizen *et al.*, 2006; Lazcano *et al.*, 2009; Ozores-Hampton, 2016). En el caso del cultivo de plantas en bandejas, el lombricompost es una fuente eficiente de nutrientes y provoca menos

problemas de estrés por salinidad que el uso de compost o fertilizantes sintéticos (Chaoui *et al.*, 2003).

Viveristas y productores de invernadero suelen utilizar con éxito mezclas con compost o lombricompost para suprimir enfermedades transmitidas por el suelo, como las causadas por *Pythium* y *Phytophthora* en sistemas de bandejas (Bailey y Lazarovits, 2003).

Se han realizado diversos estudios sobre la aplicación de compost y lombricompostos en el control de enfermedades como las causadas por *Phytophthora* spp., *Fusarium* spp., *Pythium* spp., en varios cultivos (Scheuerell *et al.*, 2005; Zinati, 2005; Termorshuizen *et al.*, 2006; Pathma y Sakthivel, 2012; Borrego Benjumea, 2014). En la Argentina se han realizado trabajos mediante el agregado de lombricompost sobre control de damping-off causado por *Rhizoctonia solani* en tomate, zapallo criollo y *Benincasa hispida* (Rivera y Wright, 2014).

A pesar de que existen muchas citas sobre la aplicación de compost y lombricompostos para suprimir enfermedades de suelo, la supresión no siempre es efectiva. La respuesta va a depender de la calidad de estos, del patógeno y de las condiciones del medio ambiente (Termorshuizen *et al.*, 2006; Ozores-Hampton, 2016).

Los compost y lombricompostos deben ser uniformes en calidad y madurez para poder usarlos exitosamente en el control biológico de enfermedades de cultivos hortícolas especialmente cuando se trabaja en bandejas (Hoitink y Grebus, 1994; Hoitink *et al.*, 1997; Jenkins y Jain, 2010). La variabilidad en la calidad y su dificultad para estandarizarlo sumado al desafío que supone lograr y medir la madurez de los mismos pueden ser las causas de algunas de las fallas en el uso para la supresión de enfermedades (Hoitink y Grebus, 1994; Hoitink *et al.*, 1997; Bailey y Lazarovits, 2003; Jenkins y Jain, 2010).

La clave para supresión de enfermedades en un compost o lombricompost es el nivel de descomposición. Compost y lombricompostos maduros realizan mejor control mientras que si están inmaduros pueden favorecer ciertos patógenos como *Pythium* y *Rhizoctonia* (Hoitink y Grebus, 1994; Jenkins y Jain 2010). En agricultura a campo, la madurez del compost es menos importante mientras se logre un calentamiento adecuado para matar los

patógenos y se haya aplicado con anticipación a la plantación para permitir una estabilización adicional (Hoitink *et al.*, 1996). Ciertamente, un compost o lombricompuesto inmaduro se puede utilizar en situaciones de campo, siempre y cuando se aplique con bastante anticipación a la siembra como para permitir una eventual estabilización. Otros factores como la salinidad pueden afectar la buena supresión de la enfermedad. Sustratos altamente salinos favorecen a *Pythium* y *Phytophthora* cuando son aplicados pocos meses antes de la siembra como para permitir la lixiviación (Jenkins y Jain 2010).

La supresión con éxito de enfermedades mediante el uso de compost o lombricompuestos ha sido menos frecuente a campo que en mezclas para macetas. Esta es, probablemente, la razón por qué ha habido mucha más investigación (y comercialización) de mezclas para macetas y producción de plantas en invernadero que la investigación del uso de enmiendas a base de compost y lombricompuestos en la producción a campo (Jenkins y Jain, 2010).

El agregado de compost o lombricompuesto directamente al suelo muchas veces resulta difícil por los grandes volúmenes que hay que incorporar y por los altos costos que puede representar. De ahí que surjan como alternativas para ser utilizadas en producciones orgánicas o en la realización de plantines de manera de controlar los patógenos que atacan los primeros estadios de las plantas. Otra posibilidad es su utilización en la elaboración de caldos con los cuales luego se pulverizan las plantas. Zhang y otros han realizado estudios sobre el efecto de caldos de compost en pepino y *Arabidopsis* (Zhang *et al.*, 1998).

Por lo mencionado hasta ahora, en el país y en el extranjero existen trabajos sobre los efectos de compost y lombricompuestos en enfermedades de vegetales presentes en el suelo, pero existe muy poca o casi ninguna información relacionada a su empleo en el control de patógenos que afectan a la cebolla.

1.6. Hipótesis

- a) Enmiendas de compost y lombricompuesto promueven el crecimiento de las plantas de cebolla.

- b) Enmiendas de compost y lombricompost disminuyen el efecto de las enfermedades de la cebolla, causadas por *Rhizoctonia solani*, *Setophoma terrestris* y otros agentes.

1.7. Objetivos

- 1) Evaluar el efecto del compost y lombricompost sobre la incidencia de enfermedades de la cebolla desde la germinación hasta el estado de plantín.
- 2) Evaluar el efecto del compost y lombricompost en el desarrollo de plantines de cebolla
- 3) Determinar si el efecto del compost y lombricompost sobre los plantines, incide en la producción de bulbos a campo, luego del trasplante.

2. Materiales y Métodos

Se realizaron cinco ensayos, tres en etapa de plántula (ensayos 1, 2 y 3) y dos abarcando desde la siembra hasta el cultivo y cosecha en el campo (ensayos 4 y 5). Se utilizaron diversas enmiendas incorporando compost o lombricompost en diferentes dosis al suelo, con y sin inoculación de los hongos patógenos *Rhizoctonia solani* o *Setophoma terrestris*.

2.1 Localización del sitio experimental

2.1.1. Etapa de plántula

En etapa de plántula los ensayos se realizaron en bandejas plásticas. El ensayo 1 se realizó en un ambiente no controlado y los ensayos 2 y 3 se realizaron a temperatura controlada en una cámara de cultivo y crecimiento perteneciente al laboratorio de Fitopatología de la Universidad Nacional del Sur.

2.1.2. Ensayos de plantín con trasplante a campo

La etapa de plantín de los experimentos 4 y 5 se realizó en ambiente protegido durante el mes de septiembre. Los detalles de cada ensayo se encuentran descritos en los puntos **2.14.4** y **2.14.5**

La etapa de campo de los dos ensayos mencionados se llevó a cabo en la EEA H. Ascasubi (39°23'50" S; 62°37'49" O), sobre un suelo Hapludol Entico de textura franco-arenoso perteneciente a la serie "La Merced" (Codagnone, 1991).

2.2 Preparación del medio de cultivo

Para el crecimiento inicial de los patógenos se utilizó agar papa dextrosado (APD), según Dhingra y Sinclair (1985): se pelaron y cortaron en cubos 200 g de papa y se hirvieron en un litro de agua destilada hasta que estuvieron blandas (aproximadamente 45 min), luego se filtraron a través de una malla densa y se ajustó el volumen de filtrado hasta completar un litro. Luego se agregó 20 g de dextrosa y 16 g de agar. Se esterilizó en autoclave a 1,2 atmósferas de presión durante 15 minutos. En el ensayo 4 se utilizó APD de origen comercial.

2.3 Producción de inóculo

Las cepas de *R. solani* (grupo anastomósico AG-4) y *S. terrestris* (cepa 20) utilizadas en los ensayos fueron aisladas a partir de raíces de cebolla infectadas en forma natural en la zona del Valle Bonaerense del Río Colorado. Dichas cepas fueron provistas por el laboratorio de Fitopatología de la Universidad Nacional del Sur, la caracterización de estas fue realizada por Mirta Kiehr en su trabajo de tesis (Kiehr, 2005).

Los patógenos se cultivaron inicialmente en picos de flauta que contenían APD. Con el fin de obtener suficiente cantidad de inóculo de *S. terrestris* y *R. solani*, se colocaron los trozos de APD colonizados con los distintos hongos en mezclas de avena y trigo previamente esterilizadas.

La preparación de los granos se realizó según la metodología sugerida por Carling y Sumner (1993): para ello se dispuso dos partes de avena y una de trigo en envases de vidrio de 1 litro de capacidad, los mismos se hidrataron durante 2,5 hs en agua destilada. Posteriormente se esterilizó dos veces (dos días consecutivos) durante 1,5 hs a 1 atm de presión. Luego de la inoculación, cada envase conteniendo uno de los patógenos mencionados fue agitado en forma manual, cada dos días durante el período de tres semanas de incubación.

Una vez que el hongo colonizó todo el sustrato, el mismo se colocó a secar a temperatura ambiente sobre papel de diario previamente esterilizado en un cuarto desinfectado y cerrado. Una vez que se secaron los granos inoculados se molieron en un molinillo eléctrico, previamente desinfectado con alcohol.

2.4 Inoculación del sustrato

Una vez obtenido el inóculo molido se agregó 20 gramos de este por cada litro de sustrato. A diferencia de la metodología general, en el ensayo 2 se utilizó 10 gramos por litro, este cambio en la dosis de inoculación se debió a la mortandad casi total producida por utilizar 20 g de inóculo en el primer ensayo a campo.

La mezcla se dispuso en envases plásticos y fue humedecida con rociador previamente a ser tapada e incubada durante dos semanas. Periódicamente se agitó cada envase en forma manual para asegurar una distribución homogénea del inóculo dentro de la mezcla.

2.5 Material de siembra

Se utilizaron semillas de cebolla cv. Valcatorce INTA. Se eligió este cultivar por ser uno de los más utilizados en la zona cebollera que abarca el sur de la provincia de Buenos Aires y este de la provincia de Río Negro.

2.6 Desinfección de semillas

Se utilizaron semillas con alto poder germinativo, las mismas se desinfectaron en hipoclorito de sodio al 1,3% durante 1 minuto, luego se secaron en papel absorbente estéril.

2.7 Producción de plántulas (ensayos 1, 2 y 3)

Con el fin de evitar pérdida de plántulas (defectuosas o anormales), se hicieron germinar las semillas desinfectadas entre papeles de filtro esterilizados y humedecidos, trasplantándose las mejores a las bandejas del ensayo.

El estudio se realizó en bandejas plásticas de 10 x 10 x 5 cm de profundidad, con el fondo perforado para un mejor drenaje, con 20 plántulas de cebolla cada una (Figura 2.1).



Figura 2.1. Plántulas de cebolla.

Fuente: Imagen de producción propia

2.8 Producción de plantines (ensayos 4 y 5)

Se utilizaron bandejas de germinación de 72 celdas cada una (Figura 2.2), en las que se sembraron 3 semillas por alvéolo teniendo en cuenta la experiencia de Cantamutto *et al.* (2001). Durante el proceso de desinfección se separaron las semillas vanas, se retiraron aquellas que flotaban, luego se eligieron para sembrar las semillas de mayor tamaño. Los plantines se hicieron crecer en las bandejas durante 1 mes para luego ser trasplantados a campo.



Figura 2.2. Etapa de plantín del ensayo 4 y 5.

Fuente: Imagen de producción propia

2.9. Labores a campo (ensayo 4 y 5)

La preparación de los lotes se realizó mediante dos pasadas de rastra y una de cincel. La conformación de los surcos, a 0,8 m de separación, se realizó con una sembradora de cebolla por lo que se aprovechó para realizar en la misma operación la fertilización con 150 kg ha⁻¹ de fosfato diamónico (18-46-0).

El trasplante a parcelas según diseño experimental se realizó cuando los plantines tenían dos hojas. El tamaño de cada unidad experimental fue de 1 m de largo por 0,8 m de ancho, sobre el que se trasplantaron 40 plantines de cebolla ubicados a doble hilera. La separación entre unidades experimentales dentro del mismo surco fue de 1 m. Los plantines se colocaron con su cepellón. (Figura 2.3).

El primer riego se realizó luego del trasplante en forma manual con regadera, los riegos posteriores fueron por gravedad (dos riegos semanales).

Las labores de control de malezas se realizaron mediante aplicación de herbicidas específicos de acuerdo con los requerimientos de cada uno de los ensayos.



Figura 2.3. Trasplante a campo.

Fuente: Imagen de producción propia

La cosecha se realizó en el mes de febrero cuando el 50 % de las plantas había comenzado a entregarse. Se considera que la cebolla debe cosecharse cuando más del 50 % del cultivo se ha entregado (se vuelcan las hojas de las plantas). Los bulbos fueron desarraigados con pala para no dañar las raíces y poder evaluar raíz rosada (Figura 2.4).



Figura 2.4. Cosecha de ensayo.

Fuente: Imagen de producción propia

2.10. Variables evaluadas en plantines

En las etapas de plántula (hasta la aparición de la segunda hoja verdadera) y plantín (planta joven destinada al trasplante), se evaluó el efecto de los tratamientos mediante **proporción de plantas sobrevivientes, peso seco de raíz y hoja, grado de destrucción, desarrollo y color de la raíz.**

2.10.1. Proporción de plántulas sobrevivientes

Se realizó mediante el recuento diario del nº plántulas vivas en cada unidad experimental, luego fue expresado en proporción sobre el nº total de cada bandeja. Las diferencias entre los tratamientos inoculados y sin inocular fue atribuida al en estudio patógeno (sólo se realizaron aislamientos e identificaciones de plantas muertas en aquellos casos en los que el testigo presentó una alta mortalidad). Para el análisis estadístico se tomó el valor de registro final.

Ensayos 1, 2 y 3: El recuento de plántulas se realizó diariamente durante 15 días, momento en que se dio por finalizado y se procedió a la cosecha del total de plantas sobrevivientes.

Ensayos 4 y 5: El registro del nº de plantines se realizó durante un mes, momento que se realizó el trasplante a campo.

2.10.2. Peso seco de raíz y hoja

Para determinar **peso seco de raíz y hoja** (en mg de MS), las plántulas fueron extraídas enteras de cada maceta, luego se lavaron bajo el agua corriente para eliminar todo el sustrato que pudiera estar adherido a las raíces y procurando no perder ningún fragmento y se separaron las raíces del disco de la cebolla. Todas las muestras fueron rotuladas y colocadas en el interior de bolsas de papel, se secaron en una estufa a 60°C durante 12 horas y se pesaron en balanza analítica de 0,0001 g de precisión.

Ensayos 1, 2 y 3: Se cosecharon el total de plántulas sobrevivientes de cada bandeja.

Ensayos 4 y 5: Se cosecharon 12 plantines al azar de cada unidad experimental debido a que el resto se necesitaba para trasplantar a campo.

2.10.3 Evaluación de raíces para determinar daño por *Rhizoctonia solani* y *Setophoma terrestris*

En los **ensayos 2, 3, 4 y 5** sobre las raíces de las plantas cosechadas (plántula o plantín) se evaluó el **grado de desarrollo y destrucción del sistema radicular**. El **grado de color** solamente se determinó en los últimos tres ensayos.

Para evaluar desarrollo y coloración radical se utilizó la metodología mencionada por Kiehr (2005), la cual consiste en el uso de una escala subjetiva creciente de 0 a 3 donde 0 significa ausencia (de raíces o coloración) y 3 la máxima expresión. Además, se midió la variable destrucción de raíz utilizando una escala similar en la cual 3 es la máxima destrucción y 0 es destrucción nula.

En el caso de *Setophoma terrestris*, la coloración rojiza es el mejor indicador para la infección y el impacto patológico del hongo en la raíz. Además, se tomó en cuenta la destrucción de la raíz, aunque esta es menos específica ya que puede deberse a la actividad de otros agentes. Desde ya que no se puede excluir que haya infección en raíces no-coloreadas, en el momento de la evaluación (Kiehr, 2005).

2.11. Variables evaluadas en bulbos (ensayos 4 y 5)

En cada caso, las plántulas, plantines y plantas adultas estaban expuestas a la aparición y actividad espontánea de agentes bióticos (hongos, insectos) del ambiente (suelo, aire, etc.). Por este motivo, en la etapa de campo se evaluó **proporción de mortalidad, grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz** (daño por raíz rosada), **rendimiento total y comercial, incidencia de podredumbre basal, podredumbre bacteriana y carbonilla**. Se cosecharon todas las plantas de cada unidad experimental.

2.11.1 Mortalidad de plantas

Se realizó mediante el recuento del nº de plantas muertas en cada unidad experimental, luego fue expresado en proporción sobre el nº total de cada bandeja.

2.11.2 Evaluación de raíces para determinar daño por *Setophoma terrestris*.

Antes de colocar las cebollas en bolsas de malla se tomaron 10 bulbos al azar de cada unidad experimental para evaluar raíz rosada (Figura 2.5) según la metodología mencionada en el **punto 2.10.3**; luego de la evaluación los bulbos fueron devueltos a las bolsas de malla y colgados en un tinglado con buena ventilación para permitir el curado natural de las cebollas. Posteriormente se procedió al descolado (corte de raíz y hojas) y clasificación de los bulbos.



Figura 2.5. Cebollas con síntomas de raíz rosada.
Fuente: Imagen de producción propia

2.11.3. Rendimiento

Para evaluar el **rendimiento total, comercial** y descarte (cebollas con calibre menor a 2 y con signos de enfermedad) se registró el peso, número y tamaño de bulbos (calibre de acuerdo con los parámetros de exportación del Mercosur) para cada tratamiento y repetición.

2.11.4. Incidencia de podredumbre basal y bacteriosis

A los 0, 60 y 90 días de cosechados se evaluaron los bulbos por síntomas de podredumbres identificando las causas. El cálculo de incidencia acumulada

se basó en la suma de los bulbos descartados por podredumbre, en las tres fechas evaluadas.

La incidencia se expresó como porcentaje de bulbos con síntomas sobre el total de la muestra, utilizándose la siguiente fórmula (Frayssinet, 2005):

$$\text{Incidencia} = \frac{n}{N} \times 100$$

n: bulbos con podredumbre basal o bacteriosis

N: número total de bulbos de la muestra

2.11.5. Incidencia de carbonilla

Se tomaron 10 bulbos de calibre entre 36 y 55 mm (diámetro ecuatorial máximo) y se evaluó la incidencia de carbonilla causada por *Aspergillus niger*. Se optó por seleccionar dicho calibre porque es el tamaño que presenta mayor susceptibilidad a carbonilla (Frayssinet, 2005).

La incidencia se expresó como porcentaje de bulbos con síntomas sobre el total de la muestra, se utilizó la fórmula empleada por Frayssinet (2005).

$$\text{Incidencia} = \frac{n}{N} \times 100$$

n: bulbos con carbonilla

N: número total de bulbos de la muestra

2.11.6. Severidad de carbonilla

Sobre los mismos bulbos tomados en el punto 2.11.5 se midió la **severidad**, ubicando a cada bulbo en una de las siguientes categorías: **0** = sin síntomas; **1** = síntomas leves; **2** = síntomas moderados; **3** = síntomas severos. Se utilizó la fórmula empleada por Frayssinet (2005).

$$\text{Severidad} = \frac{n_0 \times 0 + n_1 \times 1 + n_2 \times 2 + n_3 \times 3}{N} \times 100$$

n₀; n₁; n₂; n₃: número de bulbos de cada categoría.

N: número total de bulbos que componen la muestra).

2.12. Diseño Experimental

El diseño experimental empleado en los ensayos 1, 2 y 3 fue bifactorial completamente aleatorizado, con 4 repeticiones. Los detalles específicos se encuentran en los puntos **2.14.1**, **2.14.2** y **2.14.3**

El diseño de los ensayos 4 y 5 se encuentra detallado en los puntos **2.14.4** y **2.14.5** respectivamente.

2.13. Análisis estadístico

En los ensayos 1, 2, 3 y 4, las variables evaluadas se analizaron mediante un ANOVA doble (inoculación x sustrato) siguiendo un diseño completamente aleatorizado.

En todos los ensayos se comprobaron los supuestos de homocedasticidad y normalidad mediante los gráficos de “residuos vs predichos” y “Q-Q Plot”. Cuando no se cumplían, se intentaron las transformaciones clásicas para cada tipo de variable (logaritmo para biomasa y arcoseno de la raíz cuadrada para proporción; Zar, 1999). A las variables de escala (grado de destrucción, color, etc) se les aplicó en general un análisis no paramétrico que consistió en un ANOVA doble aplicado a los datos transformados por rango (Conover, 1999). Este último procedimiento también fue utilizado, si las transformaciones clásicas no mejoraron los supuestos.

Cuando la interacción entre ambos factores resultó significativa o el nivel de significación no fue lo suficientemente elevado para descartarla ($p < 0,15$), se continuaron los análisis para los niveles de cada factor por separado.

En las variables donde existieron diferencias estadísticas entre los tratamientos, se realizaron comparaciones de medias de a pares por DMS de Fisher protegido ($p \leq 0.05$) (Zar, 1999).

Todos los análisis fueron realizados mediante el uso del programa INFOSTAT 2013.

2.14. Materiales y métodos específicos de cada ensayo

2.14.1. Ensayo 1

El ensayo se realizó en ambiente no controlado, en la localidad de Viedma (40°48'44" S; 63°0'19" O) durante el mes de febrero de 2004 con una temperatura máxima media mensual de 26,3°C, una mínima media mensual de 13,4°C y una temperatura media mensual de 19,7°C (Martin, 2009).

El diseño experimental empleado en el ensayo fue bifactorial (3 x 5), completamente aleatorizado, con 4 repeticiones:

Factor 1, inoculación: Inoculado con *Setophoma terrestris* (ST), *Rhizoctonia solani* (RS) y Testigo (T) no inoculado.

Factor 2, sustrato: 100% suelo (S), 90% suelo mezclado con 10% compost (C10), 75% suelo mezclado con 25% compost (C25), 90% suelo mezclado con 10% lombricompuesto (L10) y 75% suelo mezclado con 25% lombricompuesto (L25).

Total: 60 unidades experimentales (bandejas plásticas).

En este ensayo se utilizó compost (c) y lombricompuesto (l) de elaboración propia inoculado con *Rhizoctonia solani* o con *Setophoma terrestris* y un testigo sin inocular. Los tratamientos evaluados se presentan en la tabla 2.1.

Tabla 2.1. Tratamientos del ensayo 1

Niveles del patógeno	Niveles del sustrato				
	100% Suelo	10% Compost	25% Compost	10% Lombricompuesto	25% Lombricompuesto
Testigo	T-S	T-C10	T-C25	T-L10	T-L25
<i>Setophoma terrestris</i>	ST-S	ST-C10	ST-C25	ST-L10	ST-L25
<i>Rhizoctonia solani</i>	RS-S	RS-C10	RS-C25	RS-L10	RS-L25

La elaboración del compost y lombricompuesto utilizados se llevó a cabo según las recomendaciones del Curso de Capacitación a distancia sobre Lombricultura de PROCADIS (Carosio *et al.*, 1999). Para ello se prepararon dos pilas de 0,6 m de ancho, 3 m de largo y 0,4 m de alto. En la base de la pila se dispuso un polietileno negro sobre el que se colocaron en forma intercalada capas de estiércol de gallina, fardos viejos y estiércol vacuno en proporciones tales que permitan partir de una relación carbono nitrógeno (C/N) de 25 a 35/1

en la mezcla inicial. Para este proceso se tomaron en cuenta la relación C/N de los materiales utilizados de acuerdo con la bibliografía.

A lo largo de las pilas y en la mitad de estas se dispuso un tubo de PVC de 10 cm de diámetro, perforado para facilitar la aireación, esto se debe a que es necesario el suministro de aire a los microorganismos que favorecen el proceso de compostaje (Dalzell *et al.*, 1991). Una vez que se construyeron las pilas se regaron con manguera de forma lenta. Es importante durante el proceso de compostaje los niveles de humedad se mantengan entre 50-60% (Dalzell *et al.*, 1991), para ello el material que conformaba estas camas se humedeció hasta el punto en que cuando se apretaba caían algunas gotas de agua (Carosio *et al.*, 1999).

Periódicamente se registró la temperatura de las pilas, debido a la dificultad de mantener por más de dos días una temperatura superior a 55 a 60°C, se le comenzó a agregar material vegetal fresco (césped mezclado con trébol). La etapa termofílica es importante para destruir los microorganismos patógenos que pudiera haber en el compost. Cuando el material pasó la etapa termofílica a una de las pilas se le agregó lombrices californianas (Carosio *et al.*, 1999).

Al momento del ensayo se tomaron muestras de cada pila y se enviaron a analizar. La relación C/N se usa tradicionalmente como índice para determinar la madurez y estabilidad de la materia orgánica (Masaguer Rodríguez y Benito Capa, 2011). Relación C/N del compost y lombricompost utilizados: compost C/N 11; y lombricompost C/N 16. Ambas enmiendas estaban maduras al momento de ser utilizadas. En las mezclas se utilizó un suelo mineral con 6,39% de materia orgánica (MO), 6,67 de pH y 0,99 dS m⁻¹ de CE. No se posee información del pH y CE de los sustratos utilizados.

2.14.2. Ensayo 2

Las bandejas de este ensayo se mantuvieron durante 2 semanas en estufa a una temperatura de 20 ± 2 °C.

El diseño experimental empleado fue completamente aleatorizado, con 4 repeticiones en combinación factorial 2 x 4 (patógeno x sustrato):

Factor 1, Inoculación: (RS) *Rhizoctonia solani* y (T) Testigo (No-Inoculado).

Factor 2, Sustrato: (S) 100% Suelo, (CP) 75% suelo mezclado con 25% compost paraíso, (CC) 75% suelo mezclado con 25% compost cebolla y (L) 75% suelo mezclado con 25% lombricompuesto.

Total: 32 unidades experimentales (bandejas plásticas).

El sustrato y enmiendas utilizados en el presente ensayo fue: suelo (S); compost elaborado en la EEA Valle Inferior del Rio Negro a partir de residuos de cebolla (CC); compost realizado con frutos de paraíso (CP) elaborado en la UNS; y lombricompuesto (L) producido en la Planta de Procesamiento de General Cerri. Los tratamientos evaluados se presentan en la tabla 2.2.

Tabla 2.2. Tratamientos del ensayo 2

Niveles de Inoculación	Niveles de sustrato			
	100% Suelo	25% Compost paraíso	25% Compost cebolla	25% Lombriabono
Testigo	T-S	T-CP	T-CC	T-L
<i>R. solani</i>	RS-S	RS-CP	RS-CC	RS-L

En la tabla 2.3 se presentan las relaciones de C/N de las enmiendas utilizadas, las mismas fueron enviadas a analizar al Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet-UNS (LANAIS N-15).

Tabla 2.3. Características de las enmiendas y los sustratos utilizados en el ensayo 2.

Sustrato	Ct (%)	Nt (%)	C/N	pH (*)	CE (*) (dS m ⁻¹)
Compost cebolla (CC)	9,9	1,0	9,9	7,7	0,59
Compost paraíso (CP)	11,8	1,05	11,8	7,6	0,40
Lombricompuesto (L)	13,4	1,3	10,3	7,5	0,36

Fuente: Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet-UNS. Ct: carbono total; Nt: nitrógeno total; C/N: relación carbono nitrógeno; CE: conductividad eléctrica. (*) Análisis realizados sobre la mezcla con suelo a utilizar en el ensayo.

En las mezclas se utilizó un suelo mineral con 3,36% de MO, 7,3 de pH y 0,15 dS m⁻¹ de CE.

Se observa que las enmiendas utilizadas estaban maduras; presentando elevados valores de CE ya que al agregarse al suelo elevaron la conductividad de este, sin embargo, los valores de las mezclas (sustrato) se mantuvieron por debajo de los valores de riesgo, ya que la CE máxima que tolera el cultivo de

cebolla es $1,2 \text{ dS m}^{-1}$ (Ramos Gourcy, 2015). En el caso del pH también aumentaron el mismo pasando de ser un suelo neutro a un suelo ligeramente alcalino al agregarse las enmiendas.

2.14.3 Ensayo 3

Las bandejas de este ensayo se mantuvieron durante 2 semanas en estufa a una temperatura de $26 \pm 2^\circ \text{C}$.

El diseño experimental empleado en el ensayo fue completamente aleatorizado, con 4 repeticiones en combinación factorial 2 x 4 (inoculación x sustrato):

Factor 1, Inoculación: (ST) *Setophoma terrestris* y (T) Testigo (No-Inoculado).

Factor 2, Sustrato: (S) 100% Suelo, (CP) 75% suelo mezclado con 25% compost paraíso, (CC) 75% suelo mezclado con 25% compost cebolla y (L) 75% suelo mezclado con 25% lombriabono.

Total: 32 unidades experimentales (bandejas plásticas).

En el presente ensayo se utilizaron las mismas enmiendas y suelo que en el ensayo 2 (Tabla 2.3). Los tratamientos evaluados se presentan en la tabla 2.4.

Tabla 2.4. Tratamientos del ensayo 3

Niveles del patógeno	Niveles de sustrato			
	100% Suelo	25 % Compost paraíso	25% Compost cebolla	25% Lombricompuesto
Testigo	T-S	T-CP	T-CC	T-L
<i>Setophoma terrestris</i>	ST-S	ST-CP	ST-CC	ST-L

2.14.4. Ensayo 4

Las bandejas estuvieron durante un mes bajo micro túnel de polietileno instalado en la Estación Experimental Hilario Ascasubi del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) ($39^\circ 23' 50'' \text{S}$; $62^\circ 37' 49'' \text{O}$).

De acuerdo con los registros climáticos de la estación meteorológica de la EEA H. Ascasubi, en la figura 2.6 se presentan los valores de temperatura correspondientes al período en que se realizó el ensayo (años 2006-7).

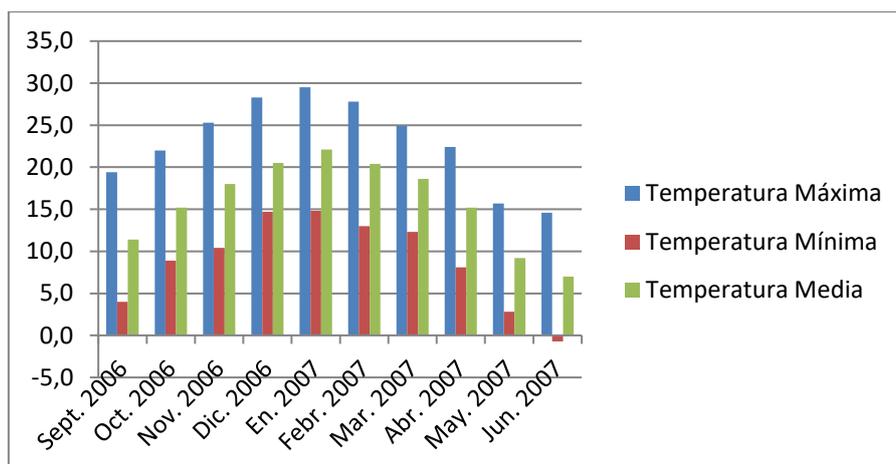


Figura 2.6. Temperaturas máximas, mínimas y medias (2006-2007)

Fuente: Elaboración propia con datos de la Estación Meteorológica de la EEA H. Ascasubi

La etapa correspondiente a plantines se basó en 2 unidades experimentales (u.e) por tratamiento, 2 u.e por bandeja. Las mismas estaban divididas en 2 mitades o subunidades experimentales (s.u.e). Esto constituyó un ANOVA doble (inoculación x sustrato) en diseño anidado (u.e = bandejas; s.u.e = mitades). Además de peso seco de raíz y hoja se evaluó, grado de desarrollo, destrucción y color.

En la etapa a campo, el diseño experimental empleado (independiente del diseño de las bandejas) fue bifactorial, completamente aleatorizado, con 4 repeticiones. Los plantines trasplantados fueron extraídos del pool sobreviviente sin tener en cuenta la bandeja de origen:

Factor 1, Inoculación: (ST) *Setophoma terrestris*, (RS) *Rhizoctonia solani* y (T) Testigo (No-Inoculado).

Factor 2, Sustrato: (S) 100% suelo, (SE) 100% suelo estéril, (C1) 75% suelo mezclado con 25 % compost 1, (C2) 75% suelo mezclado con 25% compost 2, (C3) 75% suelo mezclado con 25% compost 3, (L1) 75% suelo mezclado con 25% lombricompuesto 1, (L2) 75% suelo mezclado con 25% lombricompuesto 2 y (L3) 75% suelo mezclado con 25% lombricompuesto 3.

Total: 96 subunidades experimentales (30 alvéolos o celdas por s.u.e).

Las enmiendas utilizadas en el presente ensayo fueron tres compost y tres lombricompuestos de distintas procedencias y orígenes. El compost C1 fue elaborado por la Escuela Agropecuaria Bajo Hondo, el compost C2 fue elaborado en la EEA Hilario Ascasubi, y el compost C3 fue adquirido de la firma comercial Cooperativa Obrera Bahía Blanca. El lombricompuesto L1 fue adquirido a un productor local, el lombricompuesto L2 se elaboró en la EEA Hilario Ascasubi a partir del mismo material de origen que el compost C2, y el lombricompuesto L3 fue cedido por la Planta de Procesamiento de General Cerri. Cada una de las enmiendas utilizadas fue enviada a analizar al Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet- UNS (LANAIS N-15). Los tratamientos evaluados se presentan en la tabla 2.5.

Tabla 2.5. Tratamientos del ensayo 4

Niveles del sustrato	Testigo	Niveles de Inoculación	
		<i>Rhizoctonia solani</i>	<i>Setophoma terrestris</i>
100% Suelo	T-S	RS-S	ST-S
100% Suelo estéril	T-SE	RS-SE	ST-SE
25% Compost 1	T-C1	RS-C1	ST-C1
25% Compost 2	T-C2	RS-C2	ST-C2
25% Compost 3	T-C3	RS-C3	ST-C3
25% Lombricompuesto 1	T-L1	RS-L1	ST-L1
25% Lombricompuesto 2	T-L2	RS-L2	ST-L2
25% Lombricompuesto 3	T-L3	RS-L3	ST-L3

En la tabla 2.6 se presentan las relaciones de C/N de las enmiendas utilizadas, las mismas fueron enviadas a analizar al LANAIS N-15. No se cuenta con la información del pH y CE.

Tabla 2.6. Relación C/N de las enmiendas utilizadas en el ensayo 4

Muestra	Ct (%)	Nt (%)	C/N
Compost 1 (C1)	27,8	1,5	18,5
Compost 2 (C2)	15,2	1,3	11,7
Compost 3 (C3)	13,8	0,6	23,0
Lombricompuesto 1 (L1)	11,1	0,8	13,9
Lombricompuesto 2 (L2)	18,2	1,2	15,2
Lombricompuesto 3 (L3)	12,9	1,2	10,8

Fuente: Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet-UNS. Ct: carbono total; Nt: nitrógeno total; C/N: relación carbono nitrógeno.

En las mezclas se utilizó un suelo mineral con 2,65% de MO, pH 6,29 y 5,64 dS m⁻¹ de CE.

Dada la dificultad en mantener una temperatura adecuada en el compost y lombricompost elaborados en pilas para el ensayo 1, la materia prima utilizada para la elaboración de compost C2 y lombricompost L2, se dispuso en capas en el interior de bins de 0,5 m de ancho por 0,7 m de largo con una altura de 1 m (Figura 2.7). En dichos recipientes se colocó en forma intercalada capas de estiércol vacuno y fardos viejos en proporciones tales que permitan partir de una relación carbono nitrógeno (C/N) de 25 a 35/1 en la mezcla inicial. Para este proceso se tomaron en cuenta la relación C/N de los materiales utilizados de acuerdo con la bibliografía. En la mitad de cada bin se dispuso un tubo de PVC de 10 cm de diámetro, perforado para facilitar la aireación. Con respecto al riego y control de humedad se realizó de la misma manera que en el compost y lombricompost elaborados en el primer ensayo en bandejas.

Diariamente se registró la temperatura de las pilas, la cual se mantuvo entre 55°C a 60°C durante más de una semana. Esto es necesario para destruir los microorganismos patógenos que pudiera haber en el compost. Cuando el material pasó la etapa termófila a uno de los bins se le agregó lombrices californianas.



Figura 2.7. Bins utilizados para la elaboración de compost y lombricompost.

Fuente: Imagen de producción propia

Uno de los sustratos utilizados consistió en tierra estéril, la cual se esterilizó en autoclave dos veces a una atmósfera de presión durante una hora, dejando un intervalo de 24 horas entre ambas esterilizaciones.

La siembra de cebolla se realizó el 1 de septiembre de 2006, colocándose en cada alvéolo 1,2 mg de Clorpirifos 48G para el control de *Delia spp.* Posteriormente las bandejas se llevaron a campo y se dispusieron bajo un túnel de polietileno transparente de 100 micrones de espesor, el cuál se destapaba durante el día y se tapaba a la noche.

El 25 de octubre de 2006 se trasplantaron los plantines a campo, en un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones. El lote tenía antecedentes de cebolla y las características del suelo eran 1,35% de MO, pH 7,7 y 1,96 dS m⁻¹ de CE.

Debido a la escasa emergencia en los tratamientos inoculados con *Rhizoctonia solani*, sólo se trasplantaron los tratamientos correspondientes al testigo (no inoculado) y a raíz rosada (inoculado con *S. terrestris*).

El 26 de diciembre de 2006 se fertilizó el cultivo con 150 kg ha⁻¹ de urea. El desmalezado del ensayo se realizó en forma manual. El 08 de febrero de 2007 se realizó la cosecha en la cual los bulbos se desarraigaron manualmente y se almacenaron en bolsas de malla abierta en galpón.

Las variables evaluadas sobre plantines se analizaron mediante un ANOVA doble siguiendo un diseño anidado completamente aleatorizado mientras que las variables evaluadas sobre bulbos se analizaron mediante un ANOVA doble (inoculación x sustrato) siguiendo un diseño completamente aleatorizado.

2.14.5 Ensayo 5

En el experimento 5 la etapa de plantín se realizó durante un mes en Bahía Blanca en el invernadero ubicado en el campo experimental de la Universidad Nacional del Sur (38°41'41" S; 62°15'7" O).

De acuerdo con los registros climáticos de la estación meteorológica de la EEA H. Ascasubi, en la figura 2.8 se presentan los valores de temperatura correspondientes al período en que se realizó el ensayo (año 2010-11).

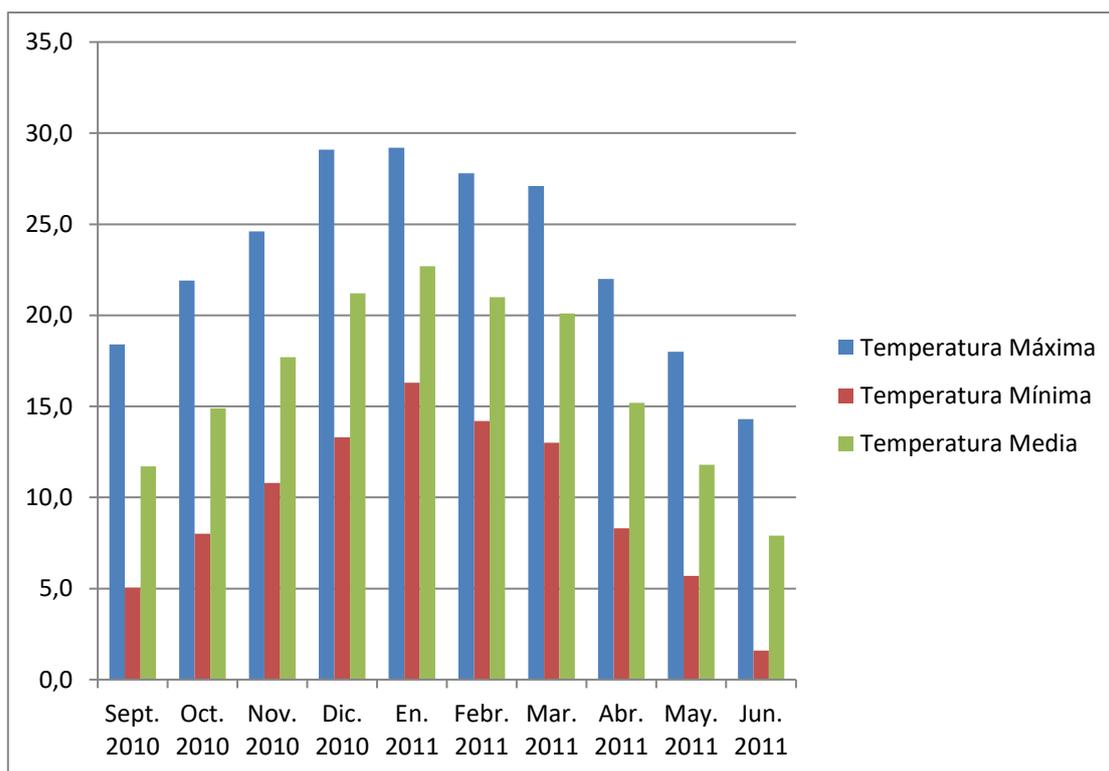


Figura 2.8. Temperaturas máximas, mínimas y medias (2010-2011).

Fuente: Elaboración propia con datos de la Estación Meteorológica de la EEA H. Ascasubi

La etapa correspondiente a plantines presentó un diseño experimental en ANOVA simple completamente aleatorizado con 8 repeticiones.

El diseño experimental empleado a campo fue un ANOVA doble en parcelas divididas con factor principal sin replicas. El diseño fue completamente aleatorizado, donde cada tratamiento secundario tuvo cinco repeticiones.

Factor A o factor principal (lote): lote 1 (antecesor cebolla, con antecedentes de podredumbre basal por *Fusarium oxysporum* y raíz rosada por *S. terrestris*), lote 2 (antecesor pastura de 5 años).

Factor B (sustrato): S (100% suelo), CC (75% suelo y 25% compost de cebolla); L1 (75% suelo y 25% de lombricompost de Cerri); L2 (75% suelo y 25% de lombricompost comercial).

Total: 40 unidades experimentales

Las enmiendas utilizadas en el presente ensayo fueron un compost (CC) cedido por la Sede Atlántica de la Universidad Nacional del Comahue (CURZA) y elaborado a partir de estiércol y residuos de cebolla y dos lombricompostos

de distintas procedencias y orígenes. El lombricompost L1 fue cedido por la Planta de Procesamiento de General Cerri. Y el lombricompost L2 fue adquirido en un comercio local. Cada una de las enmiendas utilizadas fue enviada a analizar al Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet- UNS (LANAIS N-15).

Los tratamientos evaluados en la etapa de plantín se presentan en la tabla 2.7.

Tabla 2.7. Tratamientos realizados en el ensayo 5

Niveles del sustrato	
100 % suelo	S
25 % Compost cebolla	CC
25 % Lombricompost de Cerri	L1
25 % Lombricompost comercial	L2

Cada una de las enmiendas utilizadas se analizó en el Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet- UNS (LANAIS N-15), cuyos datos se presentan en la tabla 2.8.

Tabla 2.8. Características de las enmiendas utilizadas en el ensayo 5

Muestra	Ct %	Nt %	C/N	pH	CE dS m ⁻¹
Compost cebolla (CC)	8,49	0,871	9,74	9,1	4,31
Lombricompost Cerri (L1)	10,27	1,024	10,029	8,5	1,40
Lombricompost comercial (L2)	9,15	0,824	11,104	5,9	0,71

Fuente: Laboratorio Nacional de Investigaciones y Servicios de Nitrógeno 15 Conicet-UNS. Ct: carbono total; Nt: nitrógeno total; C/N: relación carbono nitrógeno; CE: conductividad eléctrica.

Las tres enmiendas utilizadas estaban maduras. El compost de cebolla utilizado arrojó valores de C.E. 4,31 dS m⁻¹, estos valores estarían por encima de los rangos normales para uso agronómico de acuerdo con el Reglamento para el Registro de Fertilizantes y Enmiendas de SENASA (Resolución 264/2011) que establece restricciones de uso para valores mayores a 4 dS m⁻¹.

En las mezclas se utilizó el mismo suelo mineral que en el ensayo 4. La mezcla de los tratamientos con compost y lombricompost se incubaron 2

semanas en recipientes tapados. Todas las mezclas fueron humedecidas con rociador y agitadas periódicamente para asegurar una distribución homogénea.

El 6 de septiembre de 2010 se sembraron 8 bandejas por tratamiento. La desinfección y selección de las semillas se realizó según la metodología utilizada en los ensayos anteriores.

Las bandejas se tuvieron en el invernadero de la Universidad del Sur durante un mes. Para evitar las mezclas entre tratamientos cada bandeja contaba con un reciente contenedor.

Al no haber inoculación de los sustratos no se determinó grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz.

El trasplante a campo se realizó El 10 de octubre de 2010 en dos lotes con distintos antecedentes agrícolas en un diseño completamente al azar con 5 repeticiones. Uno de los lotes provenía de cultivo repetido de cebolla (lote 1) y el otro de 5 años de pasturas (lote 2). Los tratamientos evaluados a campo se presentan en la tabla 2.9.

Tabla 2.9. Tratamientos realizados a campo en el ensayo 5

Niveles del sustrato	Niveles del lote	
	Lote 1	Lote 2
100 % suelo	S	S
25 % Compost cebolla	CC	CC
25 % Lombricompuesto de Cerri	L1	L1
25 % Lombricompuesto comercial	L2	L2

En la tabla 2.9 se presentan las características de los suelos correspondientes a los lotes 1 y 2.

Tabla 2.10. Características de los lotes utilizados

Lote	MO	pH	CE dS m ⁻¹
1	1,345	7,7	1,96
2	1,72	7,09	0,6

Fuente: Laboratorio de suelos EEA Hilario Ascasubi. MO: materia orgánica; CE: conductividad eléctrica.

Para evitar la pérdida total de las plantas en los tratamientos con compost cebolla se aplicó con regadera Clorpirifos líquido a una dosis de $150 \text{ cm}^3 \text{ hl}^{-1}$ para el control de *Delia* spp.

El 23 de noviembre y 21 de diciembre de 2010 se fertilizaron ambos lotes con una dosis de 183 kg ha^{-1} de urea en la primera fecha y 142 kg ha^{-1} en la segunda. Durante el cultivo se realizaron recuentos para determinar número de plantas y causas de muerte. El 9 de diciembre de 2010 se aplicó un graminicida ($1,5 \text{ l ha}^{-1}$ de Select junto con 2 l ha^{-1} de aceite). La cosecha del ensayo se realizó manualmente en la segunda semana de febrero, los bulbos cosechados se almacenaron en bolsas de malla abierta en galpón.

3. Resultados

3.1 Ensayo 1

Las variables **proporción de plántulas sobrevivientes** y **peso seco de hoja** tuvieron que ser transformadas debido a que no se cumplieron los supuestos.

En las variables proporción de plántulas sobrevivientes ($p_{\text{interacción}}=0,0151$) y peso seco de raíz ($p_{\text{interacción}}=0,0197$), los sustratos presentaron diferente comportamiento según el patógeno inoculado por lo que no se puede hacer inferencias sobre los efectos principales de cada factor. Se compararon las medias de a pares para cada nivel de inoculación (Testigo, *S. terrestris* y *R. solani*) y del sustrato por separado.

La variable peso seco de hoja ($p_{\text{interacción}}=0,0953$) no presentó evidencias suficientes como para afirmar que los comportamientos son similares entre la inoculación y el sustrato. Se analizó cada factor por separado.

Tabla 3.1. Resultados del ANOVA doble para las variables **proporción de plántulas sobrevivientes, peso seco de hoja y peso seco de raíz.**

ANOVA (valores de p)	Proporción de plántulas sobrevivientes *	Peso seco de hoja *	Peso seco de raíz
inoculación	<0,0001	<0,0001	<0,0001
sustrato	0,0002	0,0330	0,2738
inoculación x sustrato	0,0151	0,0953#	0,0197

* ANOVA doble calculado sobre variables transformadas

Nivel de significación < 0,15 => no se descarta la interacción

En la variable proporción de plántulas sobrevivientes (Figura 3.1 y tabla 3.2) se observa que los patógenos inoculados, *R. solani* (RS) y *S. terrestris* (ST), disminuyeron la supervivencia de plántulas en forma significativa con respecto al testigo (T), en todos los sustratos ensayados.

Esta variable no presentó diferencias estadísticas entre los sustratos para el tratamiento testigo ($p=0,1290$). Por lo tanto, no se puede establecer que el sustrato tenga un efecto directo sobre la mortalidad, aunque se nota una leve tendencia a que los sustratos enmendados con compost y lombricompost

redujeron la supervivencia de las plántulas, en comparación con el sustrato suelo.

En el caso de ST ($p= 0,3630$), no se observó un efecto del sustrato sobre la supervivencia. En cambio, en RS los sustratos enmendados con compost o con lombricompost incrementaron la mortalidad de plántulas, en comparación con el sustrato suelo. Este efecto es significativamente mayor en lombricompost que en compost.

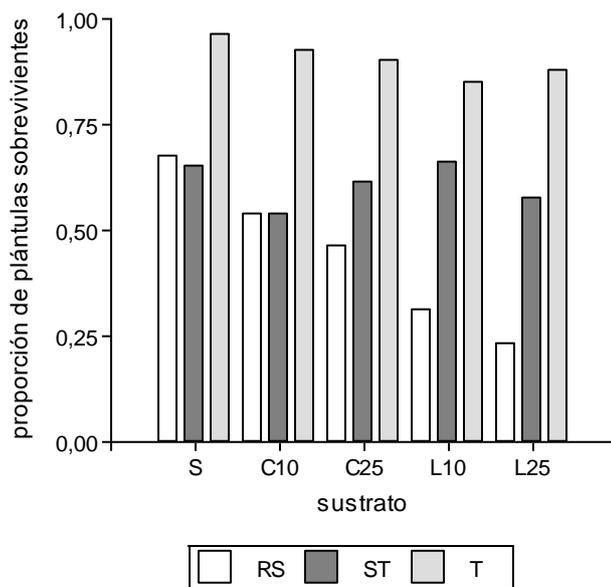


Figura. 3.1. Valores medios de la **proporción de plántulas sobrevivientes** (datos sin transformar).

Tabla 3.2. Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados.

inoculación	Sustratos				
	S ↓	C10 ↓	C25 ↓	L10 ↓	L25 ↓
RS	a	a	a	a	a
ST	a	a	a	b	b
T	b	b	b	c	c

	S	C10	C25	L10	L25
RS →	d	cd	bc	ab	a
ST →	a	a	a	a	a
T →	a	a	a	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras. Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p<0,05$).

RS: *Rhizoctonia solani*; ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C10: 10% compost; C25: 25% compost; L10: 10% lombricompost; L25: 25 % lombricompost.

Dentro de cada sustrato (Figura. 3.2 y tabla 3.3), el tratamiento con *S. terrestris* (ST) presentó menor **peso seco de hoja** en todos los sustratos con respecto al testigo (T) y (RS) salvo en (L25) en donde (RS) presentó valores similares. El **peso seco de hoja** de RS con respecto a (T) sólo fue menor en aquellos tratamientos que contenían lombricomposto (L10 y L25).

El **peso seco de la hoja** no difirió estadísticamente entre los sustratos para los tratamientos T ($p= 0,1886$) y ST ($p= 0,1107$). En cambio, en las plántulas infectadas con *R. solani* (tratamiento RS), existieron diferencias significativas entre los sustratos ($p<0,05$), presentando mayor peso aquellas que crecieron en compost (C10 y C25) y menor las correspondientes a los lombricompostos (L10 y L25).

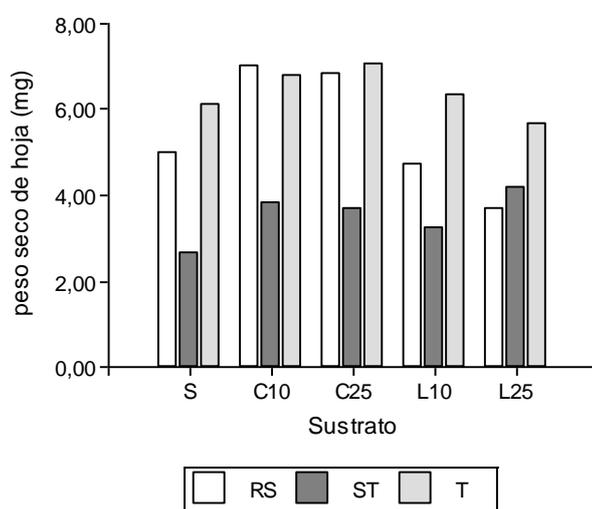


Figura 3.2. Valores medios del **peso seco de hoja**.

Tabla 3.3. Resultados del test DMS de Fisher protegido.

inoculación	sustratos				
	S ↓	C10 ↓	C25 ↓	L10 ↓	L25 ↓
RS	b	b	b	b	a
ST	a	a	a	a	a
T	b	b	b	c	b

	S	C10	C25	L10	L25
RS →	ab	c	bc	a	a
ST →	a	a	a	a	a
T →	a	a	a	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras. Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p<0,05$).

RS: *Rhizoctonia solani*; ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C10: 10% compost; C25: 25% compost; L10: 10% lombricompost; L25: 25% lombricompost.

En la variable **peso seco de la raíz** (Figura 3.3 y tabla 3.4) el tratamiento (RS) no presentó diferencias con el testigo (T) en cuanto al peso de la raíz salvo en aquellos casos que se les agregó lombricomposto en las distintas dosis, en donde el efecto fue peor que en el testigo.

En el tratamiento ST se observó un menor peso de raíz con respecto a T y RS en casi todos los sustratos a excepción de las plántulas que crecieron en (L25) en donde el menor peso correspondió a RS.

Esta variable no presentó diferencias estadísticas entre los sustratos para los tratamientos T ($p=0,6340$) y ST ($p=0,55$). En el caso de las plántulas de cebolla que estaban en los sustratos inoculados con *R. solani* (tratamiento RS), las mismas presentaron diferencias significativas entre los sustratos ($p=0,0016$), presentando menor peso aquellas que crecieron en lombricomposto (L10), (L25) y compost (C10); los pesos de raíz más elevados correspondieron a los sustratos (S) y (C25).

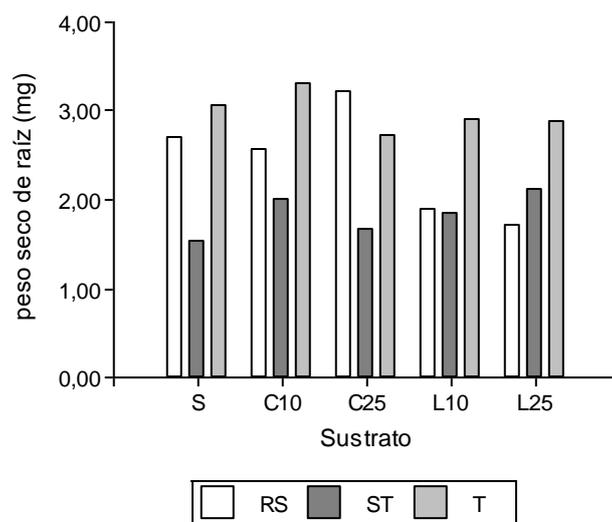


Figura 3.3. Valores medios del **peso seco de raíz**.

Tabla 3.4. Resultados del test DMS de Fisher protegido.

inoculación	sustratos				
	S ↓	C10 ↓	C25 ↓	L10 ↓	L25 ↓
RS	b	ab	b	a	a
ST	a	a	a	a	ab
T	b	b	b	b	b

	S	C10	C25	L10	L25
RS →	c	bc	c	ab	a
ST →	a	a	a	a	a
T →	a	a	a	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras. Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p < 0,05$).

RS: *Rhizoctonia solani*; ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C10: 10% compost; C25: 25% compost; L10: 10% lombricompost; L25: 25 % lombricompost.

3.2 Ensayo 2

En las variables **proporción de plántulas sobrevivientes** y **peso seco de hoja**, se comprobó que se cumplían los supuestos por lo que no fue necesario realizar ninguna transformación. La variable **peso seco de raíz** no cumplió los supuestos de homocedasticidad y normalidad; por tratarse de un valor de biomasa se transformó a logaritmo.

No se detectó interacción entre el factor inoculación y el sustrato para ninguna de las variables, se pueden ver los efectos de los factores principales. Las variables **proporción de plántulas sobrevivientes** y **peso seco de hoja** presentaron diferencias significativas entre el testigo (T) y *R. solani* (RS) a excepción del **peso seco de la raíz**. Con respecto al sustrato todas las variables presentaron diferencias significativas.

Tabla 3.5. Resultados del ANOVA doble para las variables **proporción de plántulas sobrevivientes**, **peso seco de hoja** y **peso seco de raíz**.

ANOVA (valores de p)	Proporción de plántulas sobrevivientes	Peso seco de hoja	Peso seco de raíz*
inoculación	0,0106	0,0048	0,9510
sustrato	0,0363	0,0003	0,0078
inoculación x sustrato	0,4905	0,4184	0,1992

*Resultados del ANOVA sobre los datos transformados

En la Figura 3.4 se observa que la menor supervivencia correspondió al tratamiento con compost de cebolla (CC) diferenciándose estadísticamente del resto de los tratamientos (S, CP y L), los cuáles no difirieron entre sí.

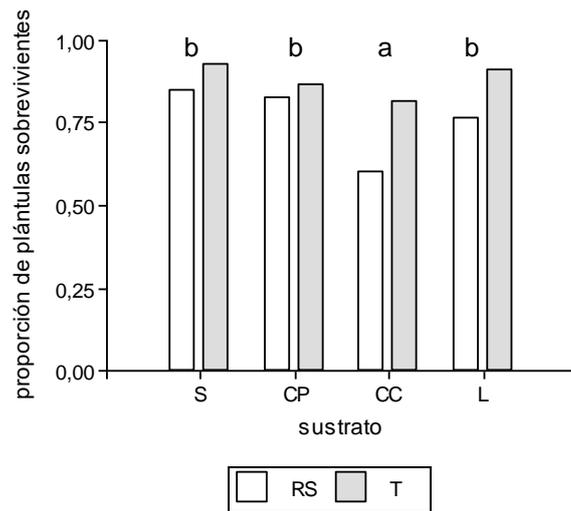


Figura 3. 4. Valores medios de la **proporción de plántulas sobrevivientes**.

Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$). RS: *Rhizoctonia solani*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25 % compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25 % lombricompuesto.

En las Figuras 3.5 y 3.6 se observan diferencias estadísticas entre los tratamientos. Las tres enmiendas ensayadas deprimieron el **peso seco de hojas** y **de raíz**, en comparación con el tratamiento suelo (S).

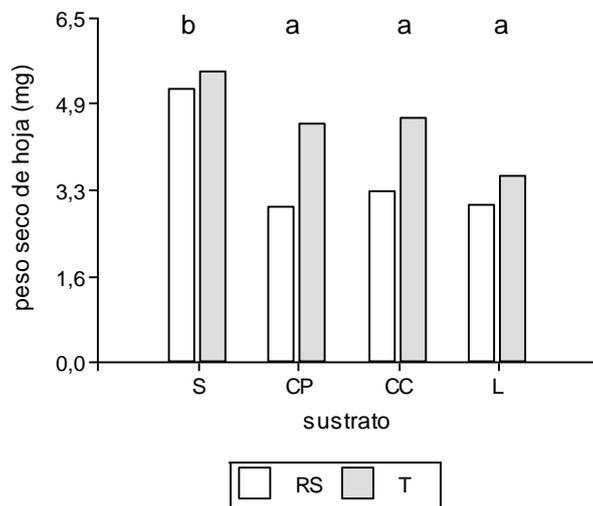


Figura 3.5. Valores medios del **peso seco de hoja**. Letras distintas entre

sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$). RS: *Rhizoctonia solani*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25 % compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25 % lombricompuesto.

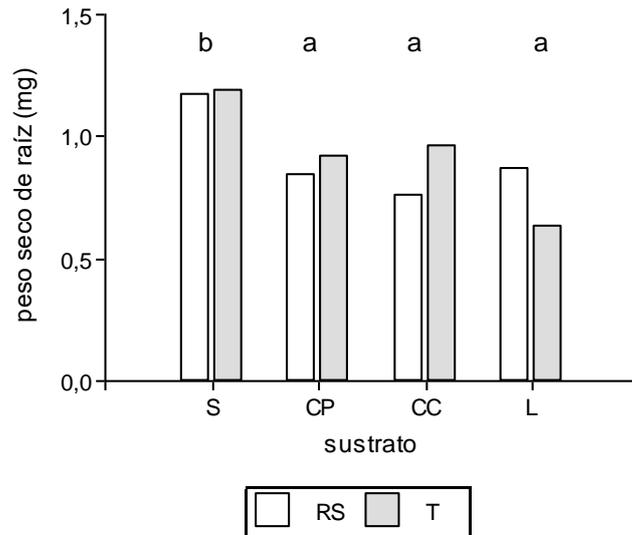


Figura 3.6. Valores medios del **peso seco de raíz** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$). RS: *Rhizoctonia solani*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25 % compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25 % lombricompuesto.

El **grado de desarrollo y destrucción de la raíz** no cumplieron el supuesto de igualdad de varianzas por lo que se transformaron a rango.

En el **grado de destrucción de la raíz** (tabla 3.6), el ANOVA no mostró interacción entre las variables de clasificación (inoculación x sustrato), por lo que se pueden ver los efectos de los factores principales.

Tabla 3.6. Resultados del ANOVA doble de las variables **grado de desarrollo y de destrucción de la raíz**.

ANOVA (valores de p)	Grado de desarrollo de la raíz*	Grado de destrucción de la raíz *
inoculación	0,0001	<0,0001
sustrato	<0,0001	0,1589
inoculación x sustrato	0,0176	0,5237

*Resultados del ANOVA realizados sobre los valores transformados.

El **grado de desarrollo de la raíz** presentó interacción entre patógeno y el sustrato ($p=0,0176$) por lo mencionado se analizó cada factor (patógeno y sustrato) por separado (Figura 3.6 y tabla 3.7).

Dentro de cada sustrato, el **grado de desarrollo de raíz** (Figura 3.7) no presentó diferencias entre el testigo y (RS) en el caso de los tratamientos suelo (S) y lombricompost (L), este último presentó muy poco desarrollo de la raíz. Los sustratos (CP) y (CC) presentaron diferencias entre (T) y (RS), siendo el mayor desarrollo para el testigo.

Los tratamientos T ($p = 0,0147$) y RS ($p = 0,0318$) presentaron diferencias estadísticas entre los sustratos, en ambos casos el mayor **desarrollo de la raíz** (Figura 3.7) correspondió al tratamiento con 100% suelo (S), sin embargo, en el testigo no difirió estadísticamente de los compost (CP) y (CC).

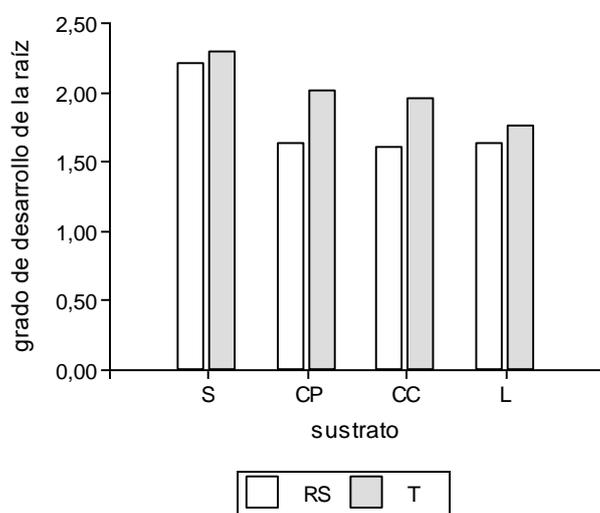


Figura 3.7. Valores medios del **grado de desarrollo de la raíz** (datos sin transformar).

Tabla 3.7. Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados.

inoculación	sustratos			
	S ↓	CP ↓	CC ↓	L ↓
RS	a	a	a	a
T	a	b	b	a

	S	CP	CC	L
RS →	b	a	a	a
T →	b	ab	ab	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras.

Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p < 0,05$).

RS: *Rhizoctonia solani*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25 % compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25 % lombricompost.

En la variable grado de destrucción de la raíz se observan diferencias estadísticas por efecto del patógeno (Figura 3.8) pero no por el sustrato. El tratamiento inoculado con *R. solani* presentó mayor grado de destrucción (Figura 3.9) que el testigo (T). Se observa en este caso el efecto del patógeno en todos los sustratos.

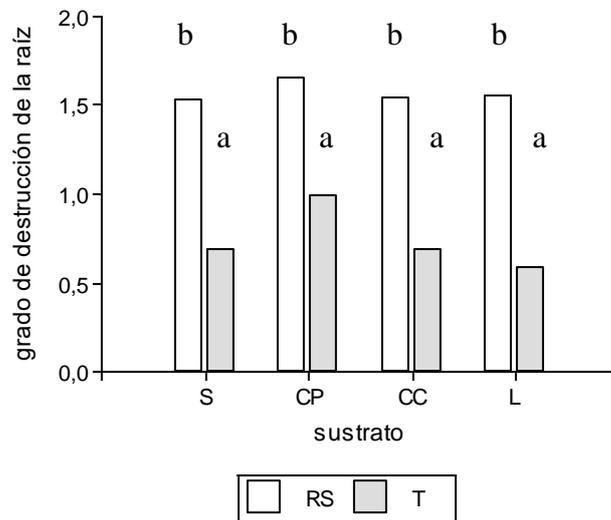


Figura 3.8. Valores medios del **grado de destrucción de la raíz** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas en cada sustrato indican diferencias significativas entre los patógenos ($p < 0,05$). RS: *Rhizoctonia solani*; T: testigo; S: 100% suelo CP: 25 % compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25 % lombricompuesto.



Figura 3.9. Daño por *Rhizoctonia solani* en raíces de plántulas de cebolla
Fuente: Imagen de producción propia

3.3 Ensayo 3

En las variables proporción de plántulas sobrevivientes y peso seco de hoja, se comprobó que se cumplían los supuestos por lo que no fue necesario realizar ninguna transformación. El peso seco de la raíz no cumplió el supuesto de homocedasticidad, al no mejorar con la transformación a log10 se transformó a rango.

En las variables **proporción de plántulas sobrevivientes** ($p_{\text{interacción}}=0,1108$) y **peso seco de hoja** ($p_{\text{interacción}}=0,0945$) no hay evidencias suficientes como para afirmar que presentan comportamientos similares entre la inoculación y el sustrato. Se analizó cada factor por separado.

El **peso seco de raíz** no presentó interacción significativa entre el sustrato y el factor inoculación por lo que se pueden ver los efectos de los factores principales. Presenta diferencias estadísticas entre (ST) y (T) pero no entre los sustratos.

Tabla 3.8. Resultados del ANOVA doble, para las variables **proporción de plántulas sobrevivientes, peso seco de hoja y peso seco de raíz.**

ANOVA (valores de p)	Proporción de plántulas sobrevivientes	Peso seco de hoja	Peso seco *
inoculación	0,0124	0,0001	0,0007
sustrato	0,0125	0,0295	0,7796
inoculación x sustrato	0,1108 #	0,0945 #	0,4001

*ANOVA calculado sobre valores transformados a rango.

Nivel de significación $< 0,15 \Rightarrow$ no se descarta la interacción

En la Figura 3.10 y tabla 3.9, correspondiente a **proporción de plántulas sobrevivientes** se observa que la mayor supervivencia correspondió al tratamiento no inoculado (T) aunque no difirió estadísticamente de ST.

En los tratamientos inoculados con *Setophoma terrestris* (ST), el compost cebolla (CC) presentó los valores más bajos de supervivencia diferenciándose estadísticamente de los tratamientos (S) y (L). En los tratamientos no inoculados (T) se observa menor **proporción de plántulas sobrevivientes** en el compost cebolla, sin embargo, no difirió estadísticamente del resto de los sustratos.

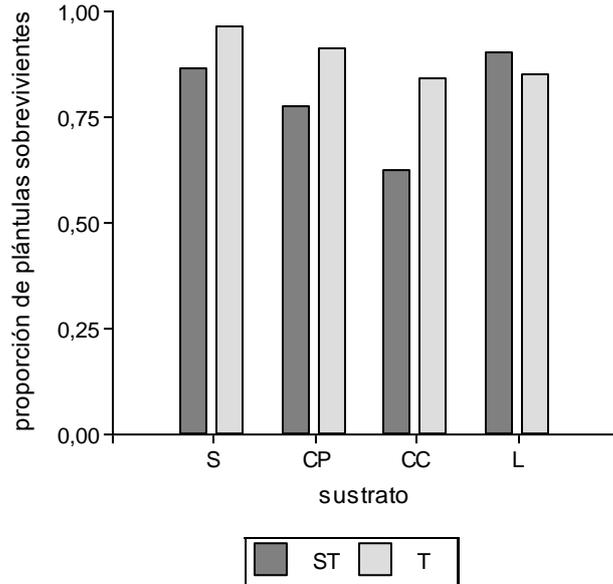


Figura 3.10. Valores medios de la **proporción de plántulas sobrevivientes**.

Tabla 3.9. Resultados del test DMS de Fisher.

inoculación	sustratos			
	S ↓	CP ↓	CC ↓	L ↓
ST	a	a	a	a
T	a	a	a	a
	S	CP	CC	L
ST →	b	ab	a	b
T →	a	a	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras.

Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p < 0,05$).

ST: *Setohoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25% compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25% lombricompuesto.

Dentro de cada sustrato, el **peso seco de las hojas** (figura 3.11 y tabla 3.10) fue significativamente mayor en el testigo (T) que en (ST) a excepción de (L) donde no hubo diferencias estadísticas.

En ST y T, el compost cebolla (CC) presentó el menor peso de hoja sin embargo no se diferenció estadísticamente del tratamiento (S).

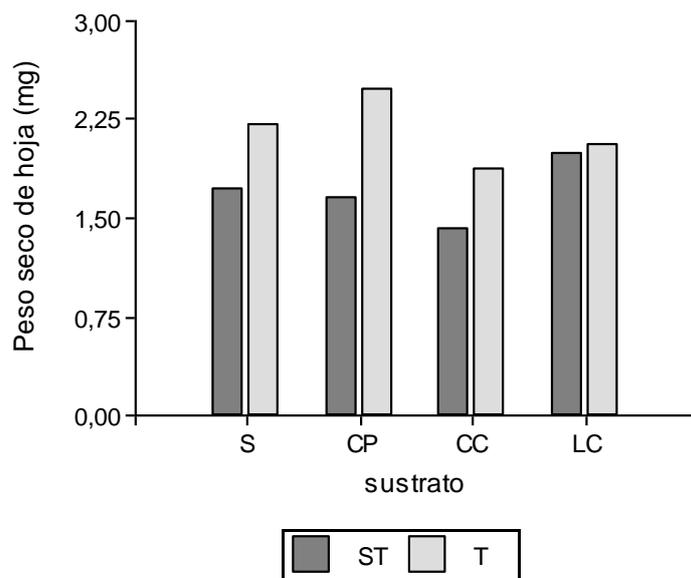


Figura 3.11. Valores medios de **peso seco de hoja**.

Tabla 3.10. Resultados del test DMS de Fisher.

inoculación	sustratos			
	S ↓	CP ↓	CC ↓	L ↓
ST	a	a	a	a
T	b	b	b	a
	S	CP	CC	L
ST →	ab	ab	a	b
T →	ab	b	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras.

Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha)

indican diferencias significativas ($p < 0,05$).

ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25% compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25% lombricompost.

En la Figura 3.12 se observa el menor peso en las raíces de las plántulas inoculadas con *Setophoma terrestris* (ST) con respecto al testigo, no se observan diferencias estadísticas entre los sustratos. Se evidencia el efecto del hongo sobre las raíces (Figuras 3.13 y 3.14).

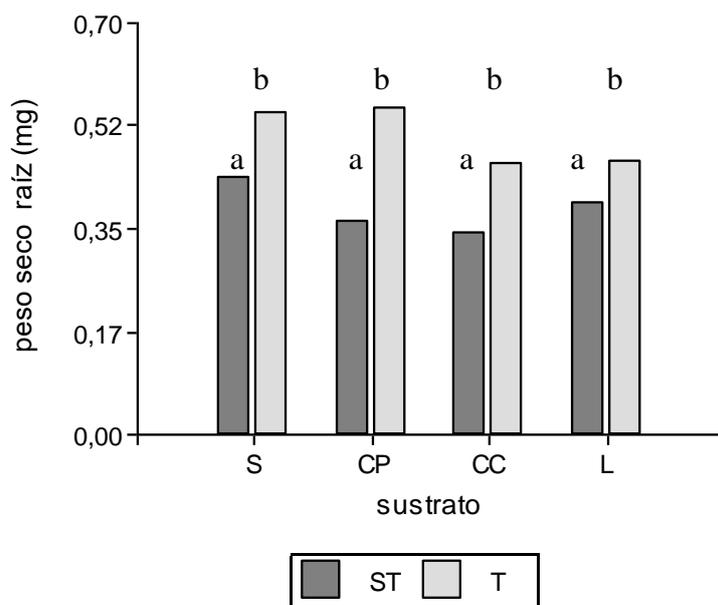


Figura 3.12. Valores medios del **peso seco de la raíz** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas en cada sustrato indican diferencias significativas entre los patógenos ($p < 0,05$). ST: *Setohoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25% compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25% lombricomposto.



Figura 3.13. Raíces de plántulas de cebolla sin inocular
Fuente: Imagen de producción propia



Figura 3.14 . Raíces de plántulas de cebolla inoculadas con *Setophoma terrestris*.

Fuente: Imagen de producción propia

Con respecto al grado de color (Figura 3.15) sólo se realizó un ANOVA simple sobre los tratamientos inoculados con *Setophoma terrestris* (ST) puesto que fueron los únicos que desarrollaron color, indicando el éxito de la inoculación (Figuras 3.13 y 3.14). No hubo diferencias estadísticas ($p= 0,1048$) entre los sustratos.

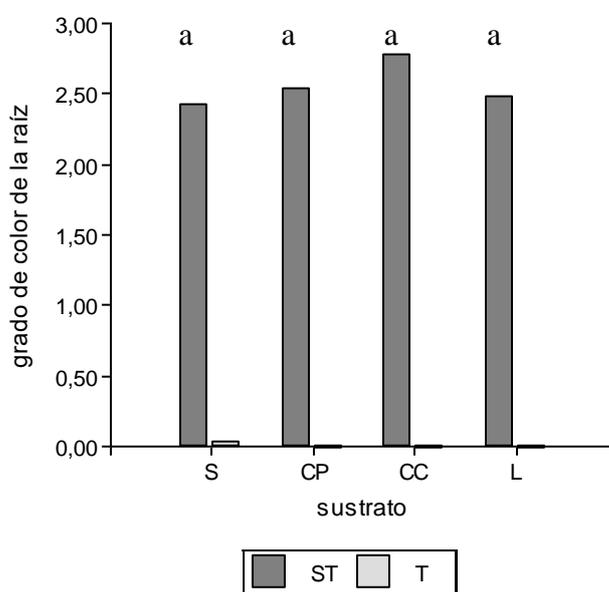


Figura 3.15. Valores medios del **grado de color de la raíz**. Letras distintas entre sustrato indican diferencias ($p < 0,05$). ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25% compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25% lombricompost.

El **grado de desarrollo de la raíz** cumplió los supuestos de normalidad y homocedasticidad mientras que el **grado de destrucción de la raíz** debió ser

transformado a rango debido a que no cumplió con el supuesto de igualdad de varianzas.

Las variables **grado de desarrollo** y **de destrucción de la raíz** no presentaron interacción significativa entre el sustrato y la inoculación por lo que se pueden ver los efectos de los factores principales.

Tabla 3.11. Resultados del ANOVA doble realizado sobre las variables **grado de desarrollo** y **destrucción de la raíz**.

ANOVA (valores de p)	Grado de desarrollo de la raíz	Grado de destrucción de la raíz*
inoculación	<0,0001	<0,0001
sustrato	0,6336	0,3819
inoculación x sustrato	0,7238	0,4433

*Calculado sobre valores transformados a rango.

Los sustratos no presentaron diferencias estadísticas entre ellos para el **grado de desarrollo** (Figura 3.16) y **destrucción de la raíz** (Figura 3.17). Las variables mencionadas presentaron diferencias altamente significativas entre (ST) y (T), el efecto se debió a la inoculación y no al sustrato.

Al igual que en el segundo ensayo no hubo diferencias entre los sustratos en cuanto al grado de destrucción de la raíz.

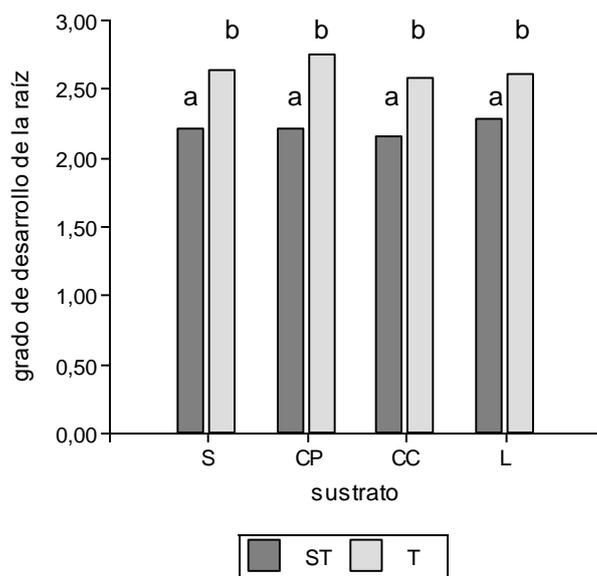


Figura 3.16. Valores medios del **grado de desarrollo**. Letras distintas en cada sustrato indican diferencias significativas entre los patógenos ($p < 0,05$). ST: *Setohoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25% compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25% lombricompuesto.

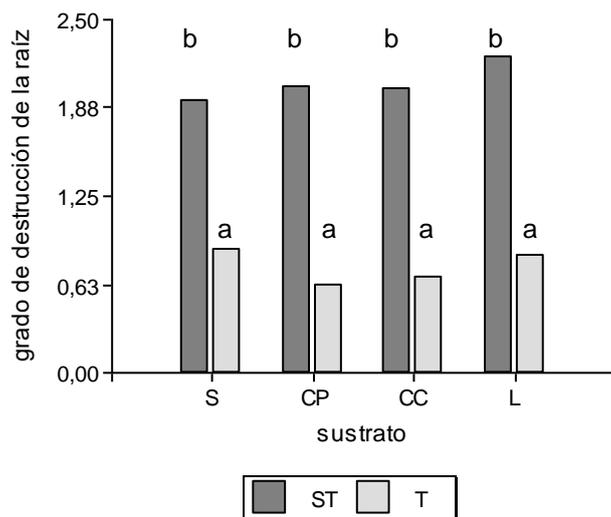


Figura 3.17. Valores medios del **grado de destrucción de la raíz** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas en cada sustrato indican diferencias significativas entre ST y T ($p < 0,05$). ST: *Setohoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; CP: 25% compost paraíso; CC: 25% compost cebolla; L: 25% lombricomposto.

3. 4 Ensayo 4

3.4.1. Variables medidas en la etapa de plantín

En la Figura 3.17 se observa la escasa emergencia en el tratamiento inoculado con *R. solani* (RS), por lo que se excluyó del ANOVA. Por el mismo motivo tampoco se incluyó el tratamiento RS en el resto de los análisis. Los tratamientos (C1) y (SE) presentaron fallas de emergencia y por este motivo también fueron excluidos de los análisis.

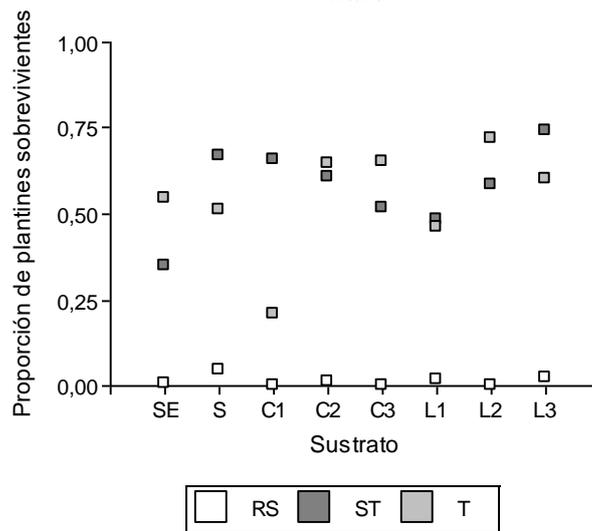


Figura. 3.18. Valores medios de la **proporción de plántulas emergidas**. RS: *Rhizoctonia solani*; ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; SE: 100% suelo estéril; S: 100% suelo; C1: 25% compost 1; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompost 1; L2: 25% lombricompost 2; L3: 25% lombricompost 3.

Las variables **proporción de plántulas emergidas** y **peso seco de raíz** no cumplieron el supuesto de homocedasticidad por lo que debieron ser transformadas a rango debido a que no funcionaron las transformaciones habituales para este tipo de variables.

En las variables evaluadas sobre plántulas (**proporción de plántulas emergidas**, **peso seco de hoja** y **de raíz**) se observó un efecto debido a la bandeja (tabla 3.12) por lo cual los análisis debieron realizarse en base al promedio de las bandejas, esto redujo los grados de libertad y no hizo posible continuar con los análisis. La variable **grado de desarrollo de la raíz** (tabla 3.12) no presentó efecto de bandejas por lo que se puede observar el resto de la tabla, al no haber interacción entre el factor inoculación y sustrato ($p=0,3454$) se pueden ver los efectos de los factores principales; no se observan diferencias ($p= 0,0942$) entre el testigo (T) y *Setophoma terrestris* (ST) y tampoco se observan diferencias entre los sustratos ($p=0,4424$).

Tabla 3.12. ANOVA doble (sustrato x inoculación) en diseño anidado

ANOVA (valores de p)	Variables evaluadas			
	Proporción de plántulas emergidas*	Peso seco de hoja	Peso seco de raíz*	Grado de desarrollo de la raíz
inoculación	0,8364	0,9426	0,3580	0,0942
sustrato	0,0523	0,5669	0,1362	0,4424
inoculación x sustrato	0,0296	0,4693	0,1364	0,3454
inoculación x sustrato > bandejas	0,016	0,005	0,0323	0,2557

*Resultados del ANOVA sobre los datos transformados a rango.

En la tabla 3.13 se observa que el **grado de desarrollo** tuvo un comportamiento similar en todos los tratamientos (los resultados del ANOVA se encuentran en la tabla 3.12). En el **grado de destrucción** y **color** no se realizó un análisis estadístico ya que en la tabla se evidencia que dichas variables se manifestaron principalmente en el tratamiento inoculado con *S. terrestris* (ST), lo cual concuerda con los efectos que este patógeno tiene sobre las raíces (Figura 3.19).

Tabla 3.13. Valores medios del **grado de desarrollo, destrucción y color de la raíz**

Patógeno	Sustrato	Grado de desarrollo	Grado de destrucción	Grado de color
ST	S	2,5	1	2
ST	C2	2	1,25	1,25
ST	C3	2,25	1,25	1,5
ST	L1	1,75	1,25	1
ST	L2	2,25	0,75	1,25
ST	L3	3	0	1
T	S	2,75	0	0
T	C2	2	0	0
T	C3	3	0	0
T	L1	2,5	0,75	0
T	L2	3	0,25	0
T	L3	2,5	0	0

ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.



Figura 3.19. Raíces de plántulas del testigo y del tratamiento con *Setophoma terrestris*.

Fuente: Imagen de producción propia

3.4.2. Variables medidas en la etapa a campo

El comportamiento en el campo debe interpretarse como un efecto residual de los tratamientos en estado de plántula.

Las variables **proporción de mortalidad**, **rendimiento total** y **comercial** cumplieron los supuestos de igualdad de varianzas y normalidad.

Los resultados del ANOVA doble realizado sobre las variables se presentan en la tabla 3.15.

La **proporción de mortalidad** no presentó interacción entre el factor inoculación y el sustrato por lo que se puede observar directamente los resultados del ANOVA, no hay diferencias entre (ST) y (T) y entre los sustratos, los valores medios se encuentran en la tabla (A.5) del anexo.

Las variables **rendimiento total** y **rendimiento comercial** presentaron interacción significativa entre el sustrato y la inoculación por lo que no se pueden

ver los efectos de los factores principales. Por lo mencionado se analizó cada nivel de la inoculación y del sustrato por separado.

Tabla 3.15. Resultados del ANOVA doble para las variables **proporción de mortalidad, rendimiento total y rendimiento comercial.**

ANOVA (<i>valores de p</i>)	Variables evaluadas		
	Proporción de mortalidad	Rendimiento total	Rendimiento comercial
inoculación	0,2518	0,0413	0,0851
sustrato	0,7586	<0,0001	0,0017
inoculación x sustrato	0,2317	0,0016	0,0011

En la variable **rendimiento total** (Figura 3.20 y tabla 3.16) los únicos sustratos que presentaron diferencias entre el testigo (T) y la inoculación con *Setophoma terrestris* (ST) fueron los tratamientos (S) y (L2) ($p < 0,05$) en donde el rendimiento fue menor en la inoculación con (ST).

Con respecto al testigo no hubo diferencias significativas entre los sustratos ($p = 0,07$), sin embargo, se observa que los mayores rendimientos correspondieron a (S) y (L3). En el caso del tratamiento inoculado con *S. terrestris* (ST) los únicos sustratos que se diferenciaron estadísticamente ($p < 0,0001$) del resto fueron (L1) y (L3) que fueron los que presentaron los mayores rendimientos.

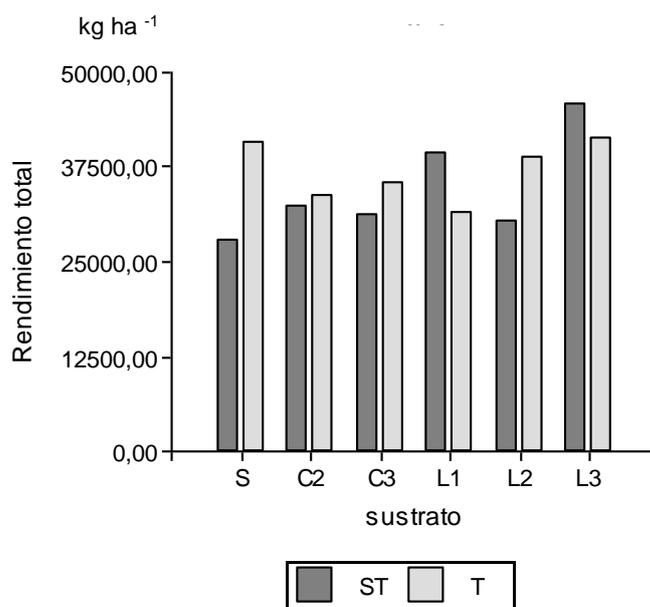


Figura 3.20. Valores medios del **rendimiento total**

Tabla 3.16. Resultados del test DMS de Fisher para la variable **rendimiento total**.

inoculación	sustratos					
	S ↓	C2 ↓	C3 ↓	L1 ↓	L2 ↓	L3 ↓
ST	a	a	a	a	a	a
T	b	a	a	a	b	a

	S	C2	C3	L1	L2	L3
ST →	a	a	a	b	a	c
T →	a	a	a	a	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras. Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p < 0,05$).

ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.

En la variable **rendimiento comercial** (Figura 3.21 y tabla 3.17), al igual que en el **rendimiento total**, los únicos sustratos que presentaron diferencias entre (T) y (ST) fueron los sustratos (S) y (L2) ($p < 0,05$) en donde el rendimiento fue menor en la inoculación con (ST).

En los tratamientos con ST, el mayor **rendimiento comercial** correspondió a los sustratos (L1) y (L3) los cuales presentaron diferencias estadísticas con respecto a los otros sustratos ($p < 0,05$). En el testigo (T) los mayores rendimientos correspondieron a los sustratos (S) y (L3) aunque no se diferenciaron estadísticamente del resto ($p = 0,07$).

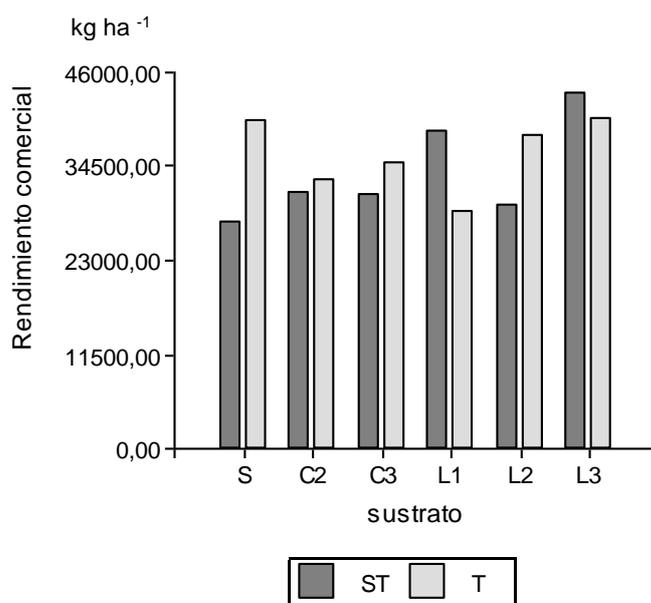


Figura 3.21. Valores medios del **rendimiento comercial**

Tabla 3. 17. Resultados del test DMS de Fisher para la variable **rendimiento comercial**.

inoculación	sustratos					
	S ↓	C2 ↓	C3 ↓	L1 ↓	L2 ↓	L3 ↓
ST	a	a	a	a	a	a
T	b	a	a	a	b	a

	S	C2	C3	L1	L2	L3
ST →	a	a	a	b	a	b
T →	a	a	a	a	a	a

Las flechas indican el sentido de interpretación de las letras. Letras distintas entre columnas o filas (según la flecha) indican diferencias significativas ($p < 0,05$).

ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.

Se comprobó que las variables **grado de desarrollo** y **destrucción** cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad. En el caso de **grado de color** no cumplió uno de los supuestos por lo que se transformó a rango.

Ninguna de las variables presentó interacción entre la inoculación y el sustrato (tabla 3.18) por lo que se puede observar directamente el ANOVA doble.

Tabla 3.18. Resultados del ANOVA doble en las variables **grado de desarrollo**, **destrucción** y **color de la raíz**.

ANOVA (<i>valores de p</i>)	Variables evaluadas		
	Grado de desarrollo de la raíz	Grado de destrucción de la raíz	Grado de color de la raíz*
inoculación	0,0533	0,1988	0,3269
sustrato	0,3079	0,6341	0,1362
inoculación x sustrato	0,2102	0,8305	0,9902

*Resultados del ANOVA sobre los datos transformados a rango.

Las variables **grado de desarrollo** (Figura 3.22), **grado de destrucción** (Figura 3.23) y **grado de color** (Figura 3.24) no presentaron diferencias estadísticas entre los sustratos y entre (ST) y (T).

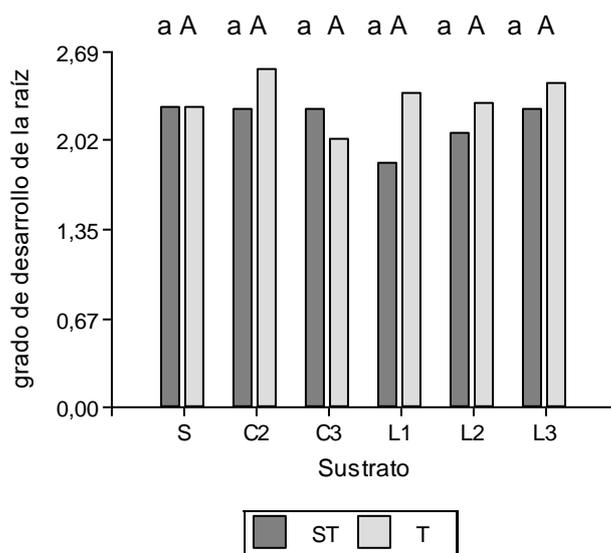


Figura. 3.22. Valores medios del **grado de desarrollo de la raíz**. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al tratamiento ST y las mayúsculas al testigo (T). ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.

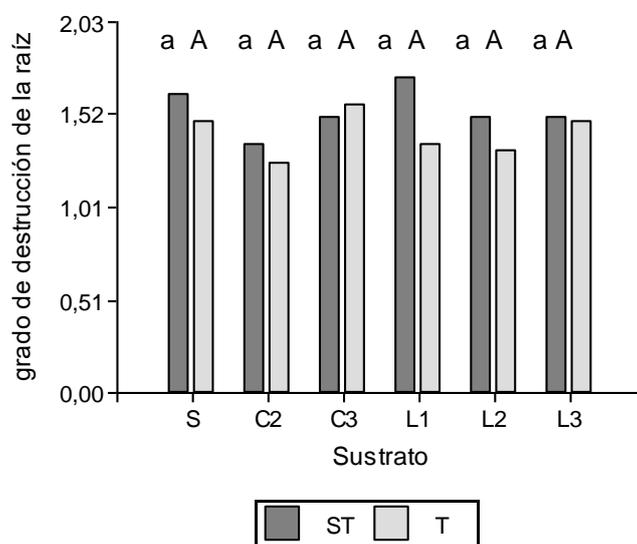


Figura. 3.23. Valores medios del **grado de destrucción de la raíz**. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al tratamiento ST y las mayúsculas al testigo (T). ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.

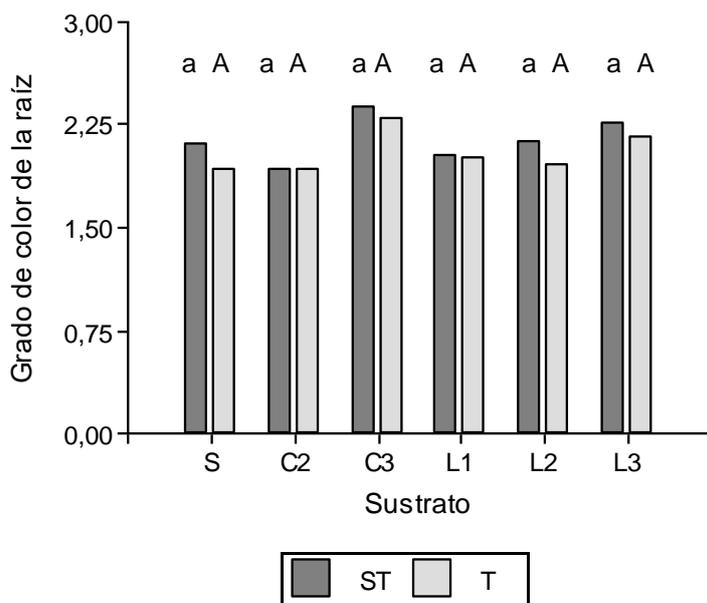


Figura. 3.24. Valores medios del **grado de color de la raíz** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al tratamiento ST y las mayúsculas al testigo (T). ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.

Se comprobó que la variable **incidencia de carbonilla** (*Aspergillus niger*) cumplió los supuestos de normalidad y homocedasticidad. En los casos de **incidencia de podredumbre basal** y **bacteriosis** no cumplieron uno de los supuestos por lo que se transformó a rango, debido a que no funcionó la transformación sugerida por la bibliografía para este tipo de variables. En la tabla 3.19 se presentan los resultados del ANOVA doble sobre las mencionadas variables.

Ninguna de las variables presentó interacción entre la inoculación y el sustrato por lo que se puede observar directamente el ANOVA doble.

La **incidencia de podredumbre basal** no presentó diferencias entre (ST) y (T) y entre los sustratos, los valores medios se encuentran en la tabla (A.6) en el anexo.

La **incidencia de bacteriosis** no sólo no presentó diferencias entre los sustratos y entre (ST) y (T) sino que los valores de incidencia no llegaron al 5 % (valores medios en anexo, tabla A.6).

Tabla 3.19. Resultados del ANOVA doble para las variables **incidencia de podredumbre basal, bacteriosis y carbonilla.**

ANOVA (<i>valores de p</i>)	Variables evaluadas		
	Incidencia de podredumbre basal *	Incidencia de bacteriosis *	Incidencia de carbonilla
inoculación	0,5498	0,7066	0,0325
sustrato	0,8769	0,8705	0,2644
inoculación x sustrato	0,8388	0,9383	0,8031

*Resultados del ANOVA sobre los datos transformados a rango.

La **incidencia de carbonilla** no presentó diferencias estadísticas entre los sustratos, pero sí entre (ST) y (T), presentando mayor incidencia el testigo con respecto al inoculado con *S. terrestris* (Figura 3.25).

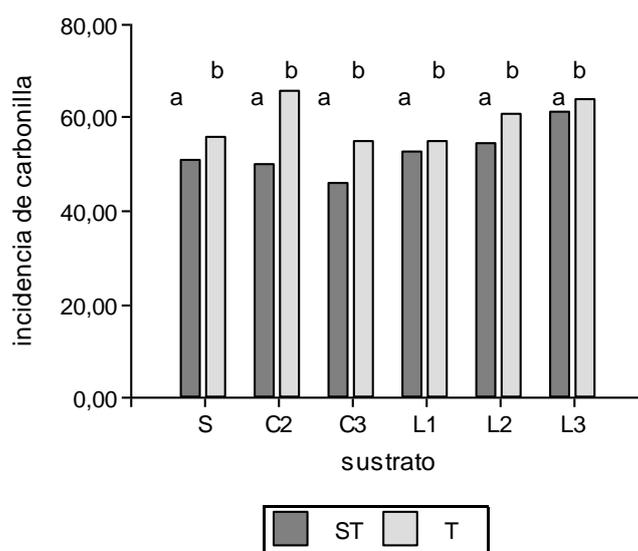


Figura 3.25. Valores medios de la **incidencia de carbonilla**. Letras distintas en un mismo sustrato indican diferencias significativas entre ST y T ($p < 0,05$). ST: *Setophoma terrestris*; T: testigo; S: 100% suelo; C2: 25% compost 2; C3: 25% compost 3; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2; L3: 25% lombricompuesto 3.

3.5 Ensayo 5

3.5.1 Variables medidas en los plantines

La variable **proporción de plántulas sobrevivientes** no cumplió con los supuestos y no funcionó la transformación de arcoseno de la raíz cuadrada por lo que se analizó mediante el test de Kruskal Wallis.

La variable **proporción de plántulas sobrevivientes** presentó diferencias estadísticas entre los sustratos ($p=0,0271$). El menor número de plántulas sobrevivientes (Figura 3.26) correspondió al sustrato de compost de cebolla (CC), el cuál presentó en esta etapa muerte por *Pythium* sp.

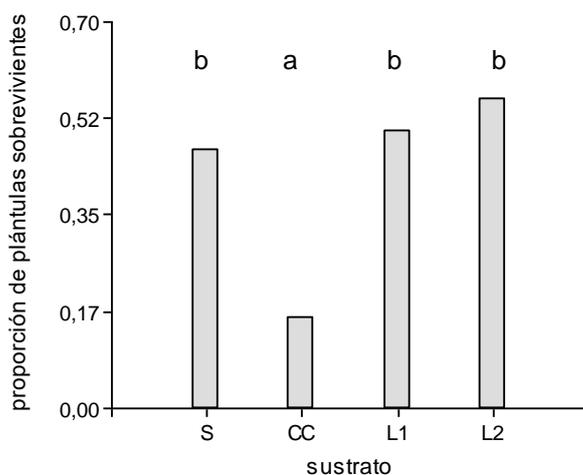


Figura 3.26. Valores medios de **proporción de plántulas sobrevivientes**. Resultados del Test de Kruskal Wallis. Letras distintas indican diferencias significativas. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

En el caso de **peso seco de hoja** no se cumplieron los supuestos de homocedasticidad y normalidad por lo que se transformó a logaritmo. Esta variable (Figura 3.27) presentó diferencias altamente significativas entre los distintos sustratos ($p < 0,0001$). Los mayores pesos (Figuras 3.27 y 3.29) correspondieron a los tratamientos (S) y (L1).

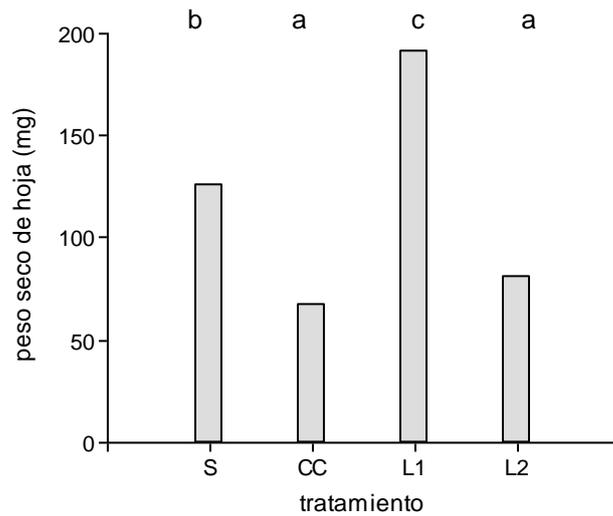


Figura 3.27. Valores medios de **peso seco de hoja** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$). S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompost 1; L2: 25% lombricompost 2.

La variable **peso seco de raíz** cumplió los supuestos y no debió ser transformada. Se observaron diferencias significativas entre los distintos sustratos ($p < 0,0001$). El mayor peso correspondió a L1 que se diferenció estadísticamente del resto de los tratamientos (Figura 3.28).

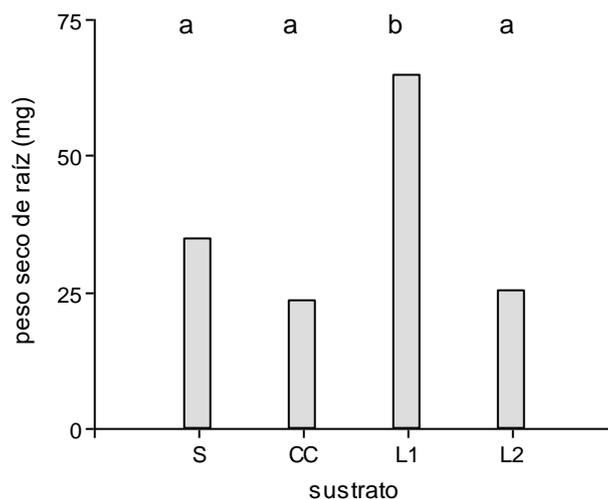


Figura 3.28. Valores medios de **peso seco de raíz**. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$). S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompost 1; L2: 25% lombricompost 2.

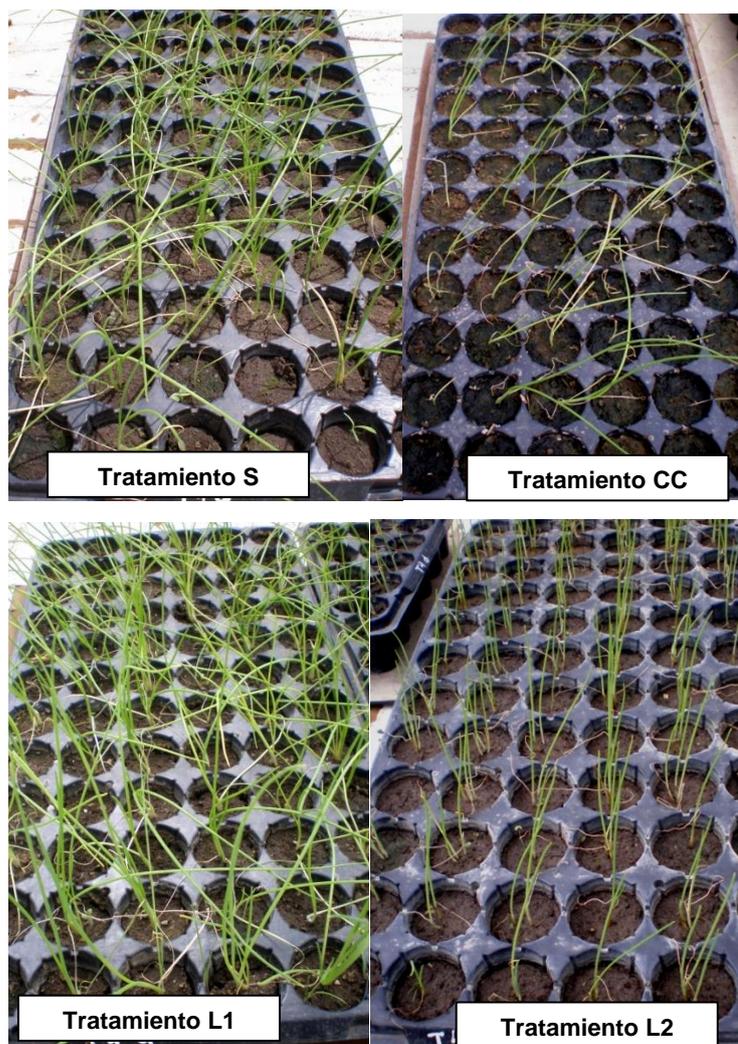


Figura 3.29. Bandejas con plantines de cebolla previo al trasplante.

Fuente: Imagen de producción propia

3.5.2 Etapa de campo

Las variables **biomasa**, **rendimiento comercial** y **total** cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad. La variable **proporción de mortalidad** tuvo que ser transformada a rango debido a que no cumplió los supuestos.

La variable **mortalidad de plantas**, debida a daño por *Delia* spp., no presentó interacción entre el lote y el sustrato por lo que los sustratos tuvieron un comportamiento similar en ambos lotes (tabla 3.20).

La **biomasa** no presentó interacción entre el lote y el sustrato por lo que los sustratos tuvieron un comportamiento similar en ambos lotes (tabla 3.20).

En las variables **rendimiento total** y **rendimiento comercial** se excluyó de los análisis el tratamiento con compost cebolla (CC) debida a la alta mortalidad sufrida por mosca (*Delia* spp.). En estas variables (tabla 3.20) no hubo evidencias suficientes como para decir que no hay interacción entre el lote y el sustrato ($p_{\text{interacción}} < 0,15$), por lo que se analizó cada lote por separado.

Tabla 3.20. Resultados del ANOVA doble para **proporción de mortalidad, biomasa, rendimiento total y rendimiento comercial.**

ANOVA (valores de p)	Proporción de mortalidad *	Biomasa	Rendimiento total	Rendimiento comercial
lote	-----	-----	-----	-----
sustrato	0,0002	<0,0001	0,0527	0,0385
interacción lote x sustrato	0,732	0,1837	0,085 #	0,071 #

*ANOVA realizado sobre la variable transformada

Nivel de significación < 0,15 => no se descarta la interacción

La **mortalidad de plantas** presentó diferencias estadísticas entre los sustratos (tabla 3.20 y Figura.3.30), el sustrato con compost de cebolla (CC) presentó la mayor mortalidad. Se evidencia una mayor mortalidad en el lote 1 el cual provenía de varios años de cebolla.

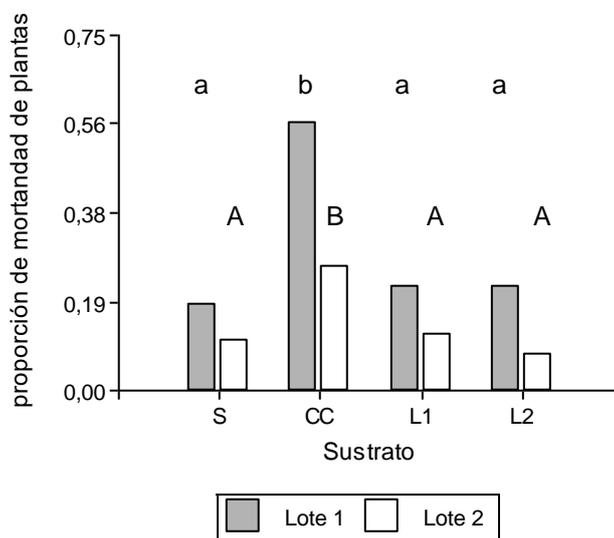


Figura 3.30. Valores medios de la **mortalidad de plantas** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

La **biomasa** de plantas presentó diferencias estadísticas entre los sustratos (tabla 3.20 y Figura. 3.31), el menor peso correspondió al tratamiento (L2) y el mayor al tratamiento (L1).

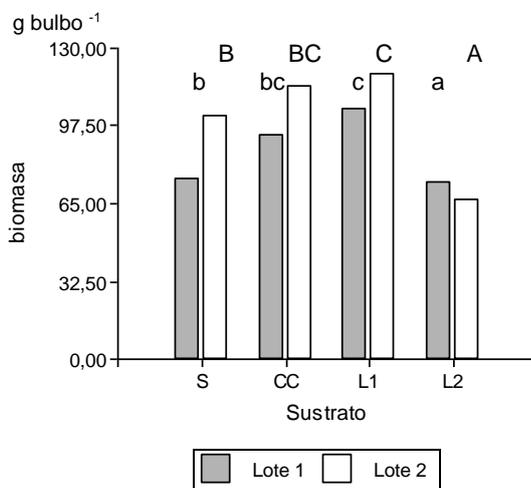


Figura 3.31. Valores medios de **biomasa**. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

Las variables **rendimiento total** (Figura. 3.32) y **rendimiento comercial** (Figura. 3.33) no presentaron diferencias entre los sustratos para el lote 1 ($p=0,718$) y ($p=0,598$) pero sí en el lote 2 ($p < 0,05$), en este caso el menor rendimiento corresponde al sustrato (L2) lo que concuerda con el peso de los plantines.

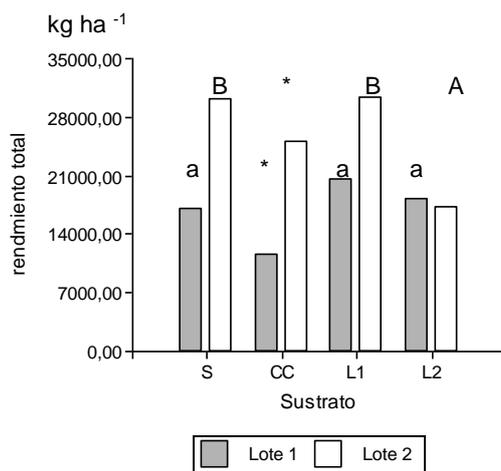


Figura 3.32. Valores medios de **rendimiento total**. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. * El compost cebolla (CC) se excluyó del análisis. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

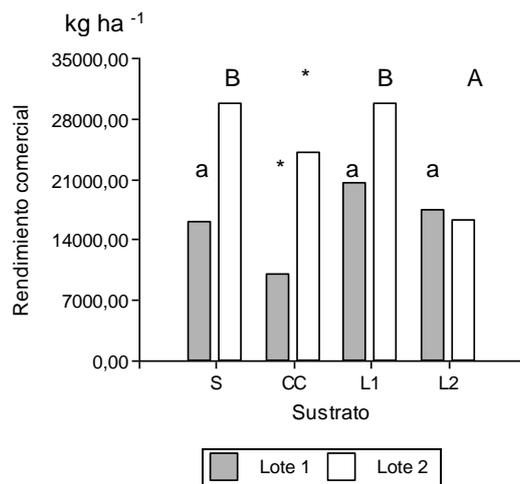


Figura 3.33. Valores medios de **rendimiento comercial**. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. * El compost cebolla (CC) se excluyó del análisis. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

Para evaluar el efecto de raíz rosada se determinó **grado de desarrollo**, **destrucción** y **color**. La variable **grado de destrucción** cumplió los supuestos de normalidad y homocedasticidad. Las variables **grado de desarrollo** y **color** se transformaron a rango debido a que no cumplieron los supuestos.

El **grado de desarrollo** y el **grado de destrucción** (tabla 3.21) no presentaron interacción entre el lote y el sustrato por lo que los sustratos tuvieron un comportamiento similar en los dos lotes. En la variable **grado de color** (tabla 3.21) no hubo evidencias suficientes como para decir que no hay interacción entre el lote y el sustrato ($p_{\text{interacción}} < 0,15$) por lo que se analizó cada lote por separado.

Tabla 3.21. Resultados del ANOVA doble para **grado de desarrollo**, **destrucción** y **color**.

ANOVA (valores de p)	Grado de desarrollo *	Grado de destrucción	Grado de color *
lote	-----	-----	-----
sustrato	0,0758	0,5688	0,3919
Interacción lote x sustrato	0,4662	0,6585	0,0879 #

*ANOVA realizado sobre la variable transformada

Nivel de significación $< 0,15 \Rightarrow$ no se descarta la interacción

El **grado de desarrollo** y de **destrucción** de la raíz no presentaron diferencias entre los sustratos (Figuras 3.34 y 3.35). Aunque no hubo replicas para realizar un análisis estadístico comparando los lotes, el grado de destrucción (Figura 3.37) presentó valores más bajos en el lote proveniente de pastura (Lote 2).

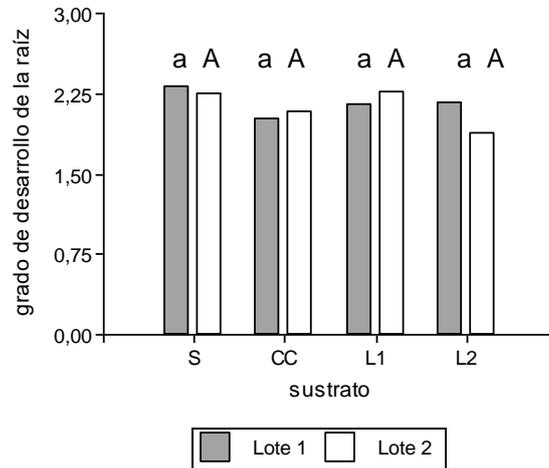


Figura 3.34. Valores medios del **grado de desarrollo de la raíz** (datos sin transformar). Resultados del test DMS de Fisher protegido realizado sobre los datos transformados. Letras distintas entre sustratos indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

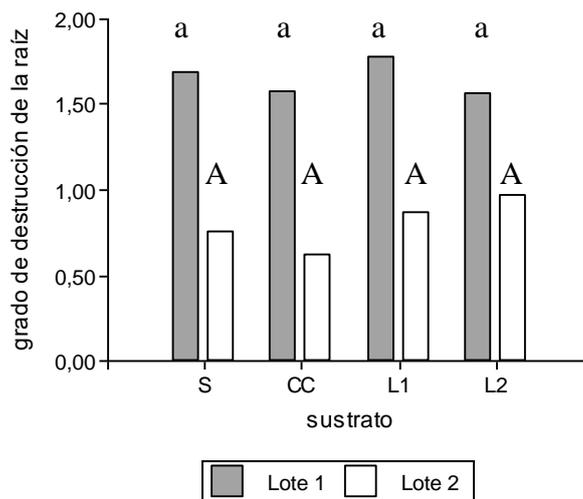


Figura 3.35. Valores medios del **grado de destrucción de la raíz**. Letras distintas entre columnas de un mismo color indican diferencias significativas ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

En los lotes 1 y 2, la variable **grado de color** se analizó en forma individual mediante un test de Kruskal Wallis, ninguno de los lotes presentó diferencias estadísticas entre los sustratos (Figura 3.36).

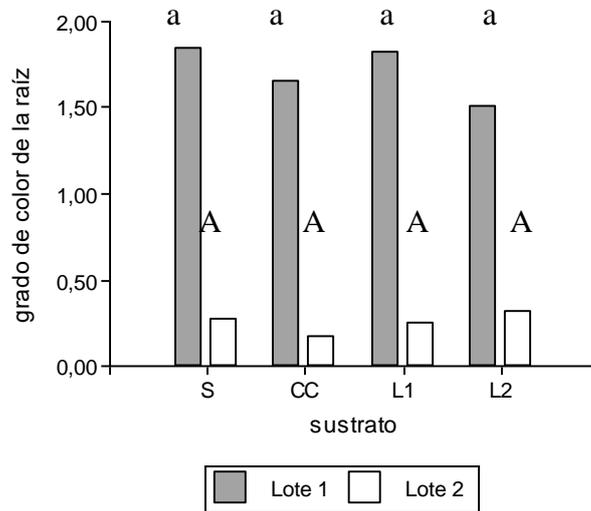


Figura 3.36. Valores medios del **grado de color de la raíz**. Resultados del Kruskal Wallis. Letras distintas entre columnas de un mismo color indican diferencias ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.



Figura 3.37. Tratamiento suelo (S) en lote 1 y lote 2.
Fuente: Imagen de producción propia

Debido a la mortalidad por mosca (Figuras 3.38 y 3.39) se excluyó el tratamiento con compost cebolla de los análisis para las variables incidencia de podredumbre basal, bacteriosis e incidencia y severidad de carbonilla.

En el lote 2 (Figura 3.39) no hubo **podredumbre basal**. Al igual que en el lote 1, debió excluirse el tratamiento (CC), para los posteriores análisis (Figura 3.38).

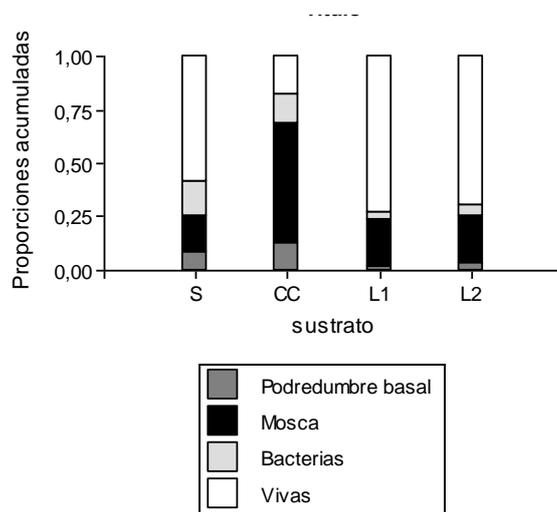


Figura 3.38. Proporciones acumuladas de **mortalidad por mosca** (*Delia* spp.), **podredumbre basal** (*Fusarium* spp.) y **bacteriosis** sobre el total de plantas de cebolla por parcela. Lote 1. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

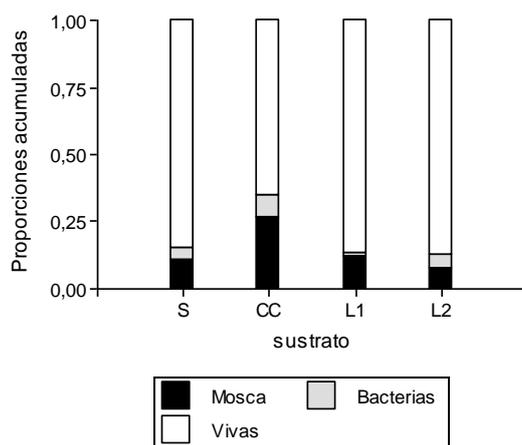


Figura 3.39. Proporciones acumuladas de **mortalidad por mosca** (*Delia* spp.) y **bacteriosis** sobre el total de plantas de cebolla por parcela. Lote 2. S: 100% suelo; CC: 25% compost; L1: 25% lombricompuesto 1; L2: 25% lombricompuesto 2.

Las variables **incidencia de podredumbre basal y bacteriosis** debieron ser transformadas a rango debido a que no cumplieron los supuestos de normalidad y homocedasticidad. La podredumbre basal sólo se observó en el lote 1 por lo que fue en el único lote en el que se realizó un análisis (Tabla 3.22).

La **incidencia de podredumbre basal** no presentó diferencias estadísticas entre los sustratos.

La variable **incidencia de bacteriosis** no presentó interacción entre las variables de clasificación (lote x sustrato), por lo que se puede observar los resultados del ANOVA (tabla 3.22). Se observó que no hay diferencias entre los sustratos utilizados ($p=0,1575$).

En la variable **incidencia de carbonilla** no hay evidencias suficientes como para descartar la falta de interacción (lote x sustrato), por lo que se analizó cada lote por separado.

La variable **severidad de carbonilla** no cumplió el supuesto de normalidad por lo que se transformó a rango. Se observó interacción entre las variables de clasificación (lote x sustrato) ($p_{\text{interacción}}= 0,041$), por lo que se analizó cada lote por separado (tabla 3.22).

Tabla 3.22. Resultados del ANOVA sobre las variables **incidencia de podredumbre basal, bacteriosis e incidencia y severidad de carbonilla.**

ANOVA (<i>valores de p</i>)	Incidencia de podredumbre basal *	Incidencia de bacteriosis *	Incidencia de carbonilla	Severidad de carbonilla
Lote	-----	-----	-----	
sustrato	0,2051 **	0,1575	0,2803	0,125
Interacción lote x sustrato	-----	0,1794	0,137 #	0,041

*ANOVA realizado sobre la variable transformada

** Resultado del ANOVA realizado en el Lote 1

Nivel de significación $< 0,15 \Rightarrow$ no se descarta la interacción

La variable **incidencia de carbonilla** (Figura 3.40) no presentó diferencias entre los sustratos ($p>0,05$) para los lotes analizados. Aunque se observa una tendencia en el lote 2 a una menor incidencia de carbonilla en el suelo enmendado con el lombricompost 2, esta tendencia no se ve en el lote 1.

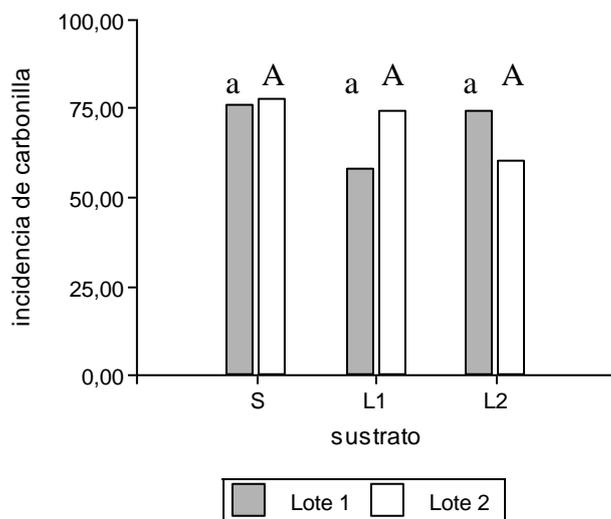


Figura 3.40. Valores medios de **incidencia de carbonilla**. Letras distintas entre columnas de un mismo color indican diferencias ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; L1: 25% lombricompost 1; L2: 25% lombricompost 2.

En la variable severidad de carbonilla (Figura 3.41), se observó que en el lote 2 no hay diferencias entre los sustratos utilizados ($p = 0,57$) a diferencia del lote 1 ($p = 0,005$) en el cuál la menor severidad correspondió al tratamiento (L1).

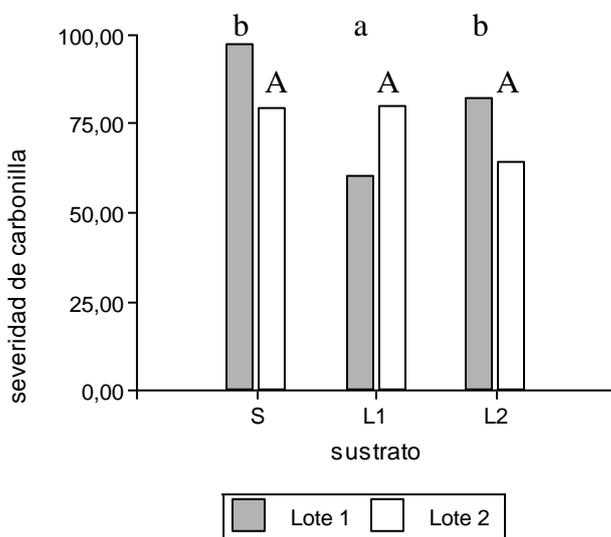


Figura 3.41. Valores medios de **severidad de carbonilla**. Resultados del ANOVA simple para cada lote. Letras distintas entre columnas de un mismo color indican diferencias ($p < 0,05$), las minúsculas corresponden al Lote 1 y las mayúsculas al Lote 2. S: 100% suelo; L1: 25% lombricompost 1; L2: 25% lombricompost 2.

4. Discusión

De una enmienda se espera, como lo indica la palabra, una mejora en el comportamiento de las plantas que crecen en el sustrato enmendado. Esta mejora se refiere tanto al desarrollo general (emergencia, crecimiento, supervivencia, rendimiento) como al estado sanitario del cultivo (Hoitink y Fahy, 1986; Roe, 1998; Boulter *et al.* 2000; Orden, 2018). En el presente trabajo se emplean diversos compost y lombricompuestos que se agregan al suelo, para evaluar su efecto tanto en el estado de plántula en el almácigo, como luego del trasplante, en el campo (ver Hipótesis).

En primer lugar, se analizarán los resultados de los ensayos realizados, con referencia a los sustratos sin inocular (Testigo), comparando el suelo no enmendado con los diversos enmendados. Las variables tomadas en cuenta incluyen el grado de desarrollo y de la destrucción de las raíces (ens. 2, 3, 4), el peso seco de raíces y hojas (ens. 1, 2, 3, 5) y la supervivencia de las plántulas (ens. 1, 2, 3, 4, 5). Se suman los datos tomados en el campo referidos a la biomasa total y el rendimiento total y comercial de bulbos (ens. 4 y 5).

Tomando todos estos resultados en conjunto, se puede deducir que, en términos generales, el efecto de los compost y lombricompuestos sobre el crecimiento, mortalidad de plántulas y rendimiento ha sido limitado, muchas veces negativo, exceptuando algunos casos especiales. En una experiencia realizada por Levinsh (2011) se observó el efecto perjudicial del uso de lombricompuestos sobre la germinación y primeras etapas de desarrollo de plántulas de diversos cultivos. Sin embargo, existen muy pocos trabajos en los que se mencionan los efectos negativos, aunque es de suponer que otros técnicos, investigadores e incluso productores, han hecho experiencias similares. Es sabido que los resultados negativos raras veces se publican (Bonanomi *et al.*, 2007).

Es un hecho que, en muchos estudios comparativos o revisiones bibliográficas, referidos al tema, la cebolla no aparece o está escasamente representada (Noble y Coventry, 2005; Termorshuizen *et al.*, 2006; Bonanomi *et*

al., 2007; Levinsh, 2011). En una revisión muy abarcativa sobre el uso de lombricompost en América Latina, Rivera y Wright (2009) enumeran sólo un trabajo referido al cultivo de cebolla. Con respecto al uso de compost en dicho cultivo, existen dos trabajos recientes realizados en la zona cebollera del sur bonaerense, por Cardoso Prieto (2016) y Orden (2018).

Esta escasa presencia de antecedentes en cebolla encuentra su explicación en la revisión de varios autores. Gottschall (1992) considera a la cebolla entre los pocos cultivos no aptos para la aplicación de compost, salvo que éste se haya aplicado varios meses antes de la siembra para permitir su mineralización. Es sabido que la semilla de cebolla tiene pocas reservas para alimentar a la plántula que es muy delicada y de lento crecimiento y, en consecuencia, es sumamente vulnerable frente a factores adversos, sean abióticos o bióticos (Brewster, 1994).

Uno de los factores que pueden afectar negativamente a la cebolla es la elevada sensibilidad de esta a las condiciones de salinidad del suelo y el agua de riego. De hecho, la cebolla es una de las hortalizas que menos la toleran (Shannon y Grieve, 1999). Aunque la germinación es poco afectada por la salinidad, no sucede lo mismo con el posterior desarrollo de la plántula (Shannon y Grieve, 1999). Estudios de Bernstein y Ayers (1953, *vide* Shannon y Grieve, 1999) indican que el rendimiento final de un cultivo de cebolla se reduce al 50 % con una conductividad eléctrica de $4,1 \text{ mS cm}^{-1}$.

Por otro lado, muchos compost y lombricompostos presentan una muy elevada conductividad eléctrica. Entre los lombricompostos empleados en América Latina existe una enorme variabilidad al respecto, oscilando entre $0,5$ y $18,0 \text{ mS.cm}^{-1}$ (Rivera y Wright, 2009). En 18 compost de distinto origen la gama de valores oscilaba entre $0,71$ y $4,33 \text{ mS.cm}^{-1}$ (Termorshuizen *et al.*, 2006). Estos autores realizaron en total 120 ensayos con siete patosistemas y recomiendan el uso de compost en sustratos para la cría de plántulas, pero sus ensayos no incluyeron a la cebolla.

De acuerdo con los estudios de Coventry *et al.* (2005), la incorporación de compost elaborado sobre la base de residuos de cebolla en tres suelos distintos redujo la germinación de la semilla de cebolla, produjo una fuerte disminución en la altura y el peso de las plantas, ocho semanas luego de su trasplante y aumentó la mortalidad. Smolinska (2000, *vide* Coventry *et al.*, 2005) observó efectos

similares sobre la emergencia y crecimiento de plántulas de cebolla con la incorporación de compost elaborado con residuos de *Brassica*. Estos efectos son atribuidos a compuestos fitotóxicos y al incremento de la salinidad en el sustrato (Coventry *et al.*, 2005).

No obstante, existen también algunas experiencias positivas con el uso del compost en el cultivo de cebolla, pero aplicado al transplante y no desde la siembra (Cardoso Prieto, 2016; Bua *et al.* 2017). Por su parte Orden (2018) utilizó compost en la preparación de almácigo de cebolla previo biosolarización del mismo.

Con respecto a la sanidad, se estudió la respuesta de las plantas a los hongos *Rhizoctonia solani* (muerte de plántulas) y *Setophoma terrestris* (raíz rosada y muerte de plántulas) inoculados experimentalmente. A su vez, a lo largo de los ensayos los cultivos establecidos en el campo estuvieron expuestos a diversas otras enfermedades (podredumbre basal, carbonilla y podredumbre blanda bacteriana) e insectos (complejo de moscas de la cebolla) que surgieron en forma espontánea.

La inoculación con *S. terrestris* disminuyó significativamente el grado de desarrollo y el peso seco de las raíces, incrementó su grado de destrucción y la intensidad de coloración rojiza, síntoma característico de la enfermedad; también disminuyó el peso seco de la hoja. Además, la supervivencia de plántulas fue marcadamente deprimida por *S. terrestris*. Este menor peso de las raíces concuerda con los resultados obtenidos por Dafaallah Kafi (2009) y se relaciona con los síntomas descritos por Kiehr (2005) y Wordell Filho *et al.* (2006) quienes mencionan la destrucción y muerte de raíces por parte del patógeno.

En cuanto al comportamiento en el campo, en el ensayo 4, el rendimiento total y comercial fue significativamente menor en las parcelas de plantas inoculadas (en estado de plántula) con *S. terrestris* (sustratos suelo y lombricompost 2) que en el testigo. No se encontraron diferencias entre pre-inoculado y testigo, en cuanto al grado de desarrollo y destrucción de raíces. Lo mismo ocurre con la intensidad de la coloración rojiza de las raíces que fue muy intensa en ambos tratamientos, inoculado y no-inoculado, indicando que esas infecciones se habían contraído en el campo. Estos resultados se asemejan a

los obtenidos por Lee *et al.* (2007) quienes, mediante la solarización de los almácigos de cebolla, disminuyeron drásticamente la incidencia de la enfermedad en los trasplantes, sin embargo, esto no confirió un beneficio duradero en esos trasplantes cuando crecieron hasta la madurez en las parcelas tratadas.

Los resultados obtenidos aquí confirman que *S. terrestris* se comporta como un patógeno sumamente agresivo frente a cebolla y de hecho la raíz rosada es una de las enfermedades clave de este cultivo en el país (Delhey *et al.*, 2015). *S. terrestris* es un hongo habitante del suelo que infecta casi exclusivamente a las raíces de sus hospedantes. Esta especialización a nivel de órgano atacado, contrasta con el enorme rango de hospedantes que incluye gimnospermas, monocotiledóneas y dicotiledóneas (Pfleger y Vaughan, 1972), aunque los mayores daños se dan en cebolla y otras aliáceas. Se ha encontrado una enorme diversidad genética en las poblaciones de *S. terrestris* en cebolla, en las tres regiones cebolleras del país: Sur, Oeste y Centro-Norte. Esta variabilidad incluye las características culturales, capacidad de formar picnidios *in vitro*, actividad enzimática, rasgos moleculares y agresividad en plántulas y raíces de cebolla (Kiehr *et al.*, 2001; Kiehr, 2005; Linardelli *et al.*, 2005; Zappacosta *et al.*, 2005; Lafi y Linardelli, 2011). Es notable que en los presentes experimentos los diversos sustratos ejercen poca influencia sobre el comportamiento de este hongo.

S. terrestris es un hongo de difícil control. Las medidas se limitan prácticamente a la rotación y, en algunos países, a la resistencia genética, un enfoque que no ha tenido mucho éxito en Argentina. A pesar de esta situación problemática, los esfuerzos para evaluar formas alternativas de manejo han sido escasos. En diversos lugares, la solarización del suelo ha ejercido un efectivo control de raíz rosada (Katan *et al.*, 1980; Hartz *et al.*, 1989; Cho *et al.*, 2000; Lee *et al.*, 2007). En cuanto al control biológico, un estudio de carácter preliminar mostró que la pre-inoculación de cebolla con cepas poco agresivas no protege contra el desafío con cepas agresivas (Kiehr, 2005; Kiehr *et al.*, 2005). Pruebas preliminares de enfrentamiento de *S. terrestris* con diversas *Trichoderma* spp. en medio de cultivo, han mostrado que estos últimos no logran invadir las colonias de *S. terrestris*, debido a un aparente efecto de antibiosis (M. Kiehr, com. pers.). En una experiencia realizada por Macías Duarte *et al.* (2017) el agregado de

estiércol sin compostar incrementó la incidencia y severidad de *Setophoma terrestris*. Por otro lado, se ha comprobado que enmiendas con frutos de paraíso (*Melia azedarach*) estimulan el crecimiento de plantas de cebolla y disminuyen la severidad de raíz rosada, en maceta (Kiehr *et al.*, 1995; Delhey y Kiehr, 2004; Kiehr, 2005). En condiciones de campo, la solarización y la incorporación de frutos de paraíso al suelo ejercieron un control parcial de raíz rosada (González *et al.*, 2007; M. Kiehr, com. pers.). A diferencia de lo mencionado, el uso de compost de paraíso en estado de plántula no ejerció ningún control sobre raíz rosada (ens. 3).

Las inoculaciones con *Rhizoctonia solani* disminuyeron la emergencia, el grado de desarrollo y el peso seco de la raíz y de la hoja, en comparación con el testigo no-inoculado. Además, hubo un incremento del grado de destrucción de raíz y de la mortalidad de plántulas. En muchos casos no hubo diferencias entre los distintos sustratos y el suelo no-enmendado. En otros, este último tuvo un comportamiento mejor que los sustratos enmendados con compost o lombricompost.

En general, *R. solani* suele responder en forma más sensible a los distintos sustratos que *S. terrestris*. Esto se puede observar en la supervivencia de plántulas (ens. 1), donde el efecto negativo de la inoculación es más notable en el lombricompost que en el compost. Además, se detecta un claro efecto de dosis (10 % versus 25 %) en ambos sustratos enmendados.

Como indican Termorshuizen *et al.* (2006), la supresión de *R. solani* por medio de enmiendas con compost “es un fenómeno raro”. Mientras que *Pythium*, *Phytophthora*, *Fusarium* y otros hongos fitopatógenos con frecuencia se logran controlar exitosamente por este medio de manejo, por el contrario, frecuentemente ocurre que las enmiendas orgánicas aumentan la intensidad de *R. solani* (Scheuerell *et al.*, 2005; Termorshuizen *et al.*, 2006). En una revisión realizada por Bonanomi *et al.* (2007, 2010) se observó que el control de *R. solani* mediante el uso de enmiendas es difícil y variable. Los resultados obtenidos en los presentes estudios confirman esta apreciación. No está bien aclarado a qué factores se debe este fenómeno. Es probable que la temperatura, la humedad, la dosis de compost y el patógeno objetivo puedan contribuir a las variaciones en el grado de supresión (Ben-Yephet y Nelson, 1999). Para que la supresión de

R. solani sea más eficaz, Scheuerell *et al.* (2005) sugieren utilizar antagonistas específicos agregados al compost. Sin embargo, aunque los compost sean inoculados con estos agentes, no siempre tienen efecto supresor; en un trabajo realizado por Akter *et al.* (2016) un compost a base de aserrín inoculado con *Trichoderma* sp. no presentó diferencias con el testigo en cuanto a la disminución de la severidad de muerte de plántulas de cebolla.

Tanto en los almácigos como en el campo las plantas de cebolla estuvieron expuestas a la actividad de agentes patógenos e insectos. En consecuencia, se registraron varias enfermedades y plagas espontáneas.

En la etapa de almácigo del ensayo 5 se registró, en el sustrato compost de cebolla, una tasa de **mortalidad de plántulas** muy elevada, en comparación con los demás sustratos. De las plantas afectadas se aisló *Pythium* sp. y se sospecha que éste se introdujo como contaminante con el compost, ya que no se halló en los otros sustratos. Se desconoce cómo se produjo dicha contaminación. Una de las causas de la agresividad del hongo pudo deberse a la alta salinidad del compost cebolla. En un trabajo realizado por Stetina (2013) se observó que plántulas de soja y arroz incrementaron su susceptibilidad a distintas especies de *Pythium*, como consecuencia del estrés sufrido por el aumento de la salinidad del suelo.

En el lote 1 del ensayo 5 hubo un importante ataque de **podredumbre basal** (*Fusarium* spp.) cuyo inóculo, en forma de clamidosporas, sobrevive en el suelo. Esto no sorprende, ya que el lote había sido cultivado frecuentemente con cebolla y tenía antecedentes de esta enfermedad. En cambio, el lote 2 procedía de varios años de pasturas, y estaba evidentemente libre de inóculo. El lote del ensayo 4, con un historial reciente de cebolla, también registró podredumbre basal.

En esos mismos lotes, así como en el campo del ensayo 4 se presentó **raíz rosada** (*Setophoma terrestris*) con la coloración rojiza típica de la enfermedad, en las raíces de las plantas de cebolla. Su incidencia fue mayor en el lote 1 que en el lote 2. Debido a la larga historia cebollera en el Valle Bonaerense del Río Colorado, esta enfermedad aparece en prácticamente todos los lotes de cebolla, frecuentemente con una muy elevada incidencia (Delhey *et al.*, 2015). El hongo es un habitante del suelo que infecta no sólo a cebolla sino también a gramíneas

y otros hospedantes, lo que explica su presencia en el lote proveniente de pastura.

La **podredumbre blanda bacteriana** estuvo presente en ambos lotes del ensayo 5 así como en el ensayo 4, alcanzando una incidencia moderada. Las diversas bacterias que causan esta enfermedad son mayormente polífagas y no dependen de la cebolla para su supervivencia (Delhey *et al.*, 2019).

La **carbonilla** (*Aspergillus niger*) alcanzó altos valores de incidencia y severidad en ambos lotes del ensayo 5 así como en el ensayo 4. Se trata de un hongo omnipresente en los sistemas de producción hortícola de la zona (Delhey *et al.*, 2015). En el ensayo 4, la incidencia de carbonilla en los plantines pre-inoculados con *S. terrestris* fue significativamente menor que en los plantines no inoculados. Esto puede señalar que la infección con *S. terrestris* ejerce cierto efecto protector ante una hiperinfección del tejido por *A. niger*. Una de las causas podría ser la producción de pirenocinas por *S. terrestris*, ya que estas sustancias inhiben el crecimiento de bacterias y hongos (Sparace *et al.*, 1986, 1987). En un ensayo de aplicación de fungicidas previo al trasplante de cebolla, el fungicida Procloraz mostró un control parcial de la raíz rosada y a su vez incrementó la incidencia de carbonilla (Azpilicueta *et al.*, 1999) indicando que al eliminar *S. terrestris* y posiblemente otros hongos, aumenta la vulnerabilidad del tejido frente a la infección por *A. niger*.

Hubo un severo ataque de mosca (*Delia* spp.) en el lote 1 y algo menor en el lote 2 (ens. 5). En ambos lotes, el daño fue marcadamente mayor en el sustrato enmendado con compost cebolla que en los demás sustratos. Es sabido que tanto *Delia antiqua* como *D. platura* son atraídas por las sustancias azufradas volátiles emanadas por el tejido y los restos de cebolla (Soni y Ellis, 1990). Las observaciones realizadas durante los presentes estudios indicarían que este efecto aparentemente se da también con el compost elaborado con restos de cebolla.

A lo largo del presente estudio se ha puesto en evidencia que las distintas enmiendas tienen un comportamiento muy dispar en sus efectos sobre la planta de cebolla y sobre la actividad de los patógenos. Esto confirma las experiencias

realizadas por otros autores (Coventry *et al.*, 2005; Akter *et al.*, 2016). Resulta difícil definir las causas de esta desigualdad. Algunas de las enmiendas investigadas han mostrado algún efecto positivo tal como el el lombricompuesto 1 (ens. 5). En cambio, la mayoría de las enmiendas utilizadas tuvo efectos negativos. Entre ellas, el compost elaborado sobre la base de residuos de cebolla (ens. 5) ha mostrado un comportamiento especial. Por un lado, se detectó *Pythium* sp. que produjo una alta tasa de mortalidad de plántulas; por el otro, atrajo las moscas de la cebolla (*Delia* spp.) que atacaron al cultivo en el campo. Este último aspecto contrasta con el potencial que tiene para el posible control biológico de *Sclerotium cepivorum*, agente causal de la temida podredumbre blanca (Coventry *et al.*, 2002; 2005). Posiblemente, las sustancias volátiles azufradas que atraen a *Delia* son las mismas que inducen la germinación de los esclerocios de *S. cepivorum* y permiten su eliminación.

5. Conclusiones

1. Salvo pocas excepciones, los diversos compost y lombricompost agregados al suelo no mejoraron el crecimiento, desarrollo, supervivencia y rendimiento de plantas no-inoculadas de cebolla. Es más, en la mayoría de los casos el suelo no-enmendado tuvo un comportamiento superior a los sustratos enmendados.

2. Se confirma la dificultad registrada por otros investigadores de lograr un eficiente control de *Rhizoctonia solani* mediante las enmiendas orgánicas, ya que este hongo presenta un comportamiento errático frente a los diferentes sustratos y enmiendas. La mayoría de las enmiendas en lugar de reducir promovieron la actividad patogénica del hongo.

3. Es escasa la información existente sobre el control de *Setophoma terrestris* por medio de enmiendas. En el presente estudio se ha comprobado que este hongo se ve poco influenciado por el sustrato utilizado.

4. Se ha demostrado que el compost elaborado a partir de restos de cebolla implica el riesgo de atraer moscas (*Delia* spp.) en el cultivo de cebolla. Este aspecto se debería tener en cuenta al considerar el uso de esta enmienda para el posible control de podredumbre blanca (*Sclerotium cepivorum*) propuesto por otros investigadores.

5. Un buen desarrollo y crecimiento del plantín durante el almácigo se refleja en un mayor rendimiento en la etapa a campo.

6. La variabilidad en los compost y lombricompost sugiere que será muy difícil estandarizar su calidad y genera dudas sobre la aptitud de este tipo de enmiendas para el control de enfermedades en el cultivo de cebolla.

7. Sería prematuro concluir que el empleo de compost o lombricompost no tenga lugar en el cultivo de cebolla; aún faltan realizar más ensayos al respecto. Se sugiere realizar ensayos para comparar el efecto de enmiendas con distinto grado de conductividad eléctrica, en diversas situaciones de cultivo y ante otros patógenos que pueden afectar a la cebolla.

6. Bibliografía

Adams AI. 2003. Use of different methods for the control of pink root rot disease (*Pyrenochaeta terrestris*) 'Hansen' of onion (*Allium cepa* L.) in Nyola Province. Faculty of Agriculture- University of Khartoum, Shambat (Sudan). Thesis (Ph. D). Resúmen. En: <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=SD2004000085> (consultado en mayo 2018)

Adongo BA. 2012. Studies on fungal storage rot and seed-borne pathogens of onion and their management. Kwame Nkrumah University of Science and Technology. Tesis de Maestría en Protección Vegetal. En: [http://ir.knust.edu.gh/bitstream/123456789/6253/1/BARNABAS%20AYINEDEN ABA%20ADONGO.pdf](http://ir.knust.edu.gh/bitstream/123456789/6253/1/BARNABAS%20AYINEDEN%20ABA%20ADONGO.pdf).

Agamennoni R, Rivas J, Delhey R, Azpilicueta A. 1998. Abonos verdes de verano en la producción de cebolla. Resúmenes XXI Congreso Argentino de Horticultura. P. 113.

Agamennoni R, Prioletta S, Baffoni P, Vanzolini JI, Caracotche V, Reinoso O. 2008. Efecto de las rotaciones con pasturas y cultivos agrícolas. II Incidencia de podredumbre basal (*Fusarium oxysporum* f.sp. *cepae*) en la cebolla en el sur de Buenos Aires. Resúmenes XXXI Congreso Argentino de Horticultura. P. 414.

Agamennoni R, Baffoni P, Vanzolini JI, Caracotche V. 2011. Efecto de las rotaciones con pasturas en la incidencia de bacteriosis en la cebolla en el sur de Buenos Aires. Resúmenes XXXIV Congreso Argentino de Horticultura. P. 473

Agrios G. 2005. Plant Pathology. Elsevier Academic Press. 5ed. New York. 922 p.

Akter M, Islam Masum M, Khurshed Alam Bhuiyan K, Jannat R. 2016. Bio-efficacy of Trichoderma-fortified compost in controlling onion diseases and improving yield of onion (*Allium cepa* L.). International Journal of Biosciences 9: 225-236.

Aljaro UA, Monardes MH, Urbina ZC, Martin BA, Muñoz RE. 2009. Manual del cultivo del ajo (*Allium sativum* L.) y cebolla (*Allium cepa* L.). Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. En: http://www.cepoc.cl/pdf/Manual_Cultivo_cebolla_ajo.pdf.

Anónimo.2016. Situación de cebolla fresca. DMA – ÁREA MCDO DE HORTALIZAS En: <http://www.minagri.gob.ar/new/0->

[0/programas/dma/hortalizas/Situaci%C3%B3n%20de%20Cebolla%20Fresca.pdf](#) (consultado en julio 2017)

Arancon N, Edwards CA. 2011. The use of vermicomposts as soil amendments for production of field crops. En: Edwards CA, Arancon NA, Sherman R (eds). Vermiculture Technology, Earthworms, Organic Wastes, and Environmental Management. CRC Press. Pp. 129-151.

Arboleya J. 2005. Tecnología para la producción de cebolla. En: Arboleya J (ed.). Boletín de divulgación nº 88. INIA. 261 pp. En: www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/2787/1/15630051107091851.pdf (Consultado en febrero 2018).

Assuero SG, Rattin J, Saluzzo JA, Sasso G, Tognetti JA. 2007. Observaciones sobre la producción y conservación de cebolla en el sudeste de Buenos Aires en relación con la disponibilidad hídrica. Revista de la Facultad de Agronomía, La Plata 106: 109-118.

Atiyeh RM, Subler S, Edwards CA, Bachman G, Metzger JD, Shuster W. 2000. Effects of vermicomposts and composts on plant growth in horticultural container media and soil. Pedobiologia 44: 579–590.

Azpilicueta A, Kiehr M, Delhey R, García CD. 1999. Evaluación de fungicidas y de la hidratación de plantines de cebolla para el control de enfermedades. Resúmenes X Jornadas Fitosanitarias Argentinas. P 187.

Bachman GR, Metzger JD. 2008. Growth of bedding plants in commercial potting substrate amended with vermicompost. Bioresource Technology 99(8): 3155-6.

Baez JR. 1944. La primera colonia agrohispana en el Río de La Plata. Sancti Spiritus cuna de la agricultura platense. Revista Argentina de Agronomía 11: 278-286.

Baffoni PA, Zelaya CE, Prioleta SM, Perez Pizarro J. 2011. Efecto de un fungicida biológico a base de *Trichoderma harzianum* (cepa T22) sobre podredumbre basal en cebolla. Resúmenes 2º Congreso Argentino de Fitopatología. P. 275.

Baffoni PA, Zelaya CE. 2013. Evaluación a campo de fungicidas biológicos a base de *Trichoderma harzianum* Rifai y *T. koningii* Oudem para el control de podredumbre basal en cebolla. Resúmenes XXXVI Congreso Argentino de Horticultura. P. 363.

Baffoni P, Caracotche V, Vanzolini JI, Agamennoni R. 2015. Efecto de las rotaciones con pasturas y cultivos agrícolas. Incidencia de podredumbre basal (*Fusarium oxysporum* f.sp. *cepae*) y bacteriosis en la cebolla en el sur de Buenos Aires. Resúmenes XXXVIII Congreso Argentino de Horticultura. P. 101.

Bailey KL, Lazarovits G. 2003. Suppressing soil-borne diseases with residue management and organic amendments. *Soil & Tillage Research* 72: 169–180.

Bello JAA. 2010. Cambios químicos inducidos en cebolla por la inoculación de *Trichoderma harzianum* y su relación con el control de *Sclerotium rolfsii*. Instituto Politécnico Nacional. Tesis de Maestría en Ciencias en Manejo agroecológico de plagas y enfermedades. En: <http://tesis.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/9716/177.pdf?sequence=1> (Consultado en febrero 2018).

Ben-Yephet Y, Nelson EB. 1999. Differential suppression of damping-off caused by *Pythium aphanidermatum*, *P. irregulare*, and *P. myriotylum* in composts at different temperatures. *Plant Disease* 83: 356-360

Bonanomi G, Antignani V, Pane C, Scala F. 2007. Suppression of soilborne fungal diseases with organic amendments. *Journal of Plant Pathology* 89: 311-340.

Bonanomi G, Antignani V, Capodilupo M, Scala F. 2010. Identifying the characteristics of organic soil amendments that suppress soilborne plant diseases. *Soil Biology & Biochemistry* 42: 136-144

Borrego Benjumea AI. 2014. Las enmiendas orgánicas del suelo en el control de las Fusariosis del espárrago y del tomate. Universidad de Córdoba. España. Tesis doctoral. En: <http://helvia.uco.es/bitstream/handle/10396/12492/2014000001078.pdf?sequence=1&isAllowed=y> (Consultado en julio de 2017).

Boulter JJ, Boland GJ, Trevors JT. 2000. Compost: A study of the development process and end-product potential for suppression of turfgrass diseases. *World Journal of Microbiology & Biotechnology* 16: 114-134.

Boyhan GE. 2008. Introduction. En: Boyhan GE, Kelly WT (eds.). *Onion production guide*. The University of Georgia, Cooperative Extension. P. 3. En: https://athenaeum.libs.uga.edu/bitstream/handle/10724/12365/B1198_2.pdf?sequence=1 (Consultado en abril 2009).

Brewster JL. 1994. Onions and other vegetable Alliums. CAB International, Wallingford.

Brewster JL. 1999. Physiology of crop growth and bulbing. En: Rabinowitch HD, Brewster JL (eds). Onions and Allied Crops. Vol I. Botany, physiology and genetics. CRC Press Wellesbourne, U.K. Pp 53-88.

Brewster JL. 2001. Las cebollas y otros alliums. Editorial ACRIBIA, S.A. Zaragoza (España). 253 pp.

Bua B, Owiny R, Ocwa A. 2017. Response of onion to different organic amendments in Central Uganda. Journal of Agricultural Science and Technology B 7:79-85. doi: 10.17265/2161-6264/2017.02.002

Cadenas Giraldo CA. 1998. Raíz rosada de la cebolla: caracterización del agente causal, comportamiento de cultivares comerciales y control químico. Universidad Nacional Agraria La Molina. Tesis de Maestría. Especialidad en Fitopatología. En: <http://repositorio.lamolina.edu.pe/bitstream/handle/UNALM/1785/H20.C3r-T.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. (Consultado en febrero 2018).

Caligiore Gei PF, Valdez JG, Piccolo RJ, Galmarini CR. 2014. Influence of *Fusarium* spp. isolate and inoculum density on resistance screening tests in onion. Tropical Plant Pathology 39 (1), 19-27.

Calle Bellido J. 2005. Caracterización morfológica y molecular de hongos fitopatógenos de suelo e identificación de bacterias foliares en el cultivo de cebolla. Tesis de Magister. Universidad de Puerto Rico, Mayagüez. 119pp.

Cantamutto M, Leskovar D, Gaido E, Marinangeli P. 2001. Mejora del calibre en cebolla Valcatorce mediante cría múltiple y trasplante con cepellón. Boletín Hortícola. Diciembre 2001. p 19-21. En: <http://boletinhorticolalaplata.blogspot.com.ar/2001>. (Consultado en julio 2017),

Caracotche V. 2017. Campaña 2016/17: monitoreo de cultivos de cebolla. Consulta web en: <https://inta.gob.ar/documentos/campana-2016-17-monitoreo-de-cultivos-de-cebolla> (consultado en abril 2019).

Carballo S, Maeso D. 2005. Manejo poscosecha. En: Arboleya J (ed.) Tecnología para la producción de cebolla. Boletín de divulgación n° 88. INIA 261 pp. En: www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/2787/1/15630051107091851.pdf (Consultado en febrero 2018).

Cardoso Prieto CE. 2016. Evaluación de abonos orgánicos en el cultivo biológico de la cebolla (*Allium cepa* L.) en el sur de la provincia de Buenos Aires (Argentina). Universidad Nacional del Sur. Bahía Blanca, Argentina. Tesis Doctoral. 196 p.

Carling DE, Sumner DR. 1993. *Rhizoctonia*. En: Singleton LL, Mihail JD, Rush CM (eds). Methods for research on Spilborne Phytopathogenic fungi. APS Press. Pp. 157-165

Carosio NL, Frusso E, Ramos S, Mascarini C, Della Puppa J, Vecchi JL. 1999. Curso de capacitación a distancia sobre lombricultura. Procadis. 115 p.

Carranza JM. 1979. Lista de las principales causas de enfermedades de los cultivos hortícolas en la República Argentina. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de La Plata y Ministerio de Economía, Provincia de Buenos Aires.

Codagnone R. 1991. Carta detallada de suelos de la EEA INTA Ascasubi Provincia de Buenos Aires. CIRN INTA Castelar.

Conover WJ. 1999. Practical Nonparametric Statistics. 3° ed. J. Wiley.

Cook RJ, Baker KF. 1983. The nature and practice of biological control of plant pathogens. St. Paul. American Phytopathol. Soc. 539 pp.

Coventry E, Noble R, Mead A, Whipps JN. 2002. Control of *Allium* white rot (*Sclerotium cepivorum*) with composted onion waste. Soil Biology & Biochemistry 34: 1037-1045.

Coventry E, Noble R, Mead A, Whipps JN. 2005. Suppression of *Allium* white rot (*Sclerotium cepivorum*) in different soils using vegetable wastes. European Journal of Plant Pathology 111: 101–112.

Cramer CS. 2000. Breeding and genetics of Fusarium basal rot resistance in onion. Euphytica 115: 159-166.

Chaoui HI, Zibilske LM, Ohno T. 2003. Effects of earthworm casts and compost on soil microbial activity and plant nutrient availability. Soil Biology & Biochemistry 35: 295–302.

Chebte A. 2015. Diversity of onion basal rot (*Fusarium* Isolates) and their management using *Bacillus* isolates under laboratory and glasshouse Conditions. Universidad de Addis Ababa. Tesis de Maestría. 67p. En: <http://etd.aau.edu.et/bitstream/123456789/12283/1/Abreham%20Chebte.pdf> (consultado en agosto 2017).

Cho JJ, Shimabuku RS, Valenzuela HR, Uchida J, Mau RF. 2000. The effect of solarization, metam sodium, biological soil treatments and cover crop amendments on pink root incidence and yields of sweet onion in Maui, Hawaii. Florida State Horticultural Society 113: 218-221.

Dafaallah Kafi AM. 2009. Influence of inoculum sources of *Pyrenochaeta terrestris* on pink root disease development, growth and bulb yield of onion. Universidad de Khartoum Tesis de Maestría en Protección de cultivos (Patología Vegetal). 76pp. (Consultado en octubre 2019).

Dalzell HW, Biddlestone AJ, Gray KR, Thurairajan K. 1991. Manejo del suelo: producción y uso del compost en ambientes tropicales y subtropicales. Boletín de suelos de la FAO n° 56. 178 p.

Dapoto G, González Junyent R, Dobra A, Giganti H. 1988-93. Problemas sanitarios en cultivo y almacenaje de ajo y cebolla en el Alto Valle de Río Negro y Neuquén. Horticultura Argentina 8-12: 75-79.

Delhey R, Kiehr M, Azpilicueta A, Agamennoni R, Rivas J, Frayssinet S. 1998. El efecto de abonos verdes sobre la sanidad y productividad de cebolla. Resúmenes 1º Congreso Argentino de Control Biológico de Enfermedades de las Plantas. P. 35.

Delhey R, Kiehr M. 2004. Propuestas alternativas para el manejo de enfermedades de cultivos agrícolas en la Argentina. En: Stadnik MJ, Talamini V (eds.). Manejo Ecológico de Doencas de Plantas. Florianópolis, SC, Brasil. Pp. 111-124.

Delhey R, Kiehr M, Izcovich P, Frascarelli A, Azpilicueta A, Wright E, García Lorenzana U. 2006. Eradication of *Botryotinia squamosa* from the main onion-producing zone of Argentina in the Lower Rio Colorado Valley. EPPO-Bulletin 36, 21-23.

Delhey R, Kiehr M, Azpilicueta A, Frayssinet S. 2015. Diagnóstico y manejo de enfermedades de cebolla: Guía de campo para productores y profesionales. En: Delhey R (ed.). Bahía Blanca. 80 pp.

Delhey R, Kiehr M, García Lorenzana U, Bellacomo C, Caracotche V, Frayssinet S, Zazzetta M, Sosa C, Kroneberger E. 2019. Podredumbres bacterianas de cebolla en Argentina. Situación actual y perspectivas a mediano plazo. Boletín de la Asociación Argentina de Fitopatólogos N° 3. 10 pp.

Dhingra OD, Sinclair JB. 1985. Basic plant pathology methods. Dhingra OD, Sinclair JB (eds). CRC Press, Boca Raton.

Di Benedetto A. 2005. Manejo de cultivos Hortícolas. Bases ecofisiológicas y tecnológicas. Orientación Grafica (eds). Buenos Aires, Argentina, 384 pp.

Domínguez J, Edwards CA, Subler S. 1997. A comparison of composting and vermicomposting. *Biocycle* 4, 57–59

Dominguez J, Gomez-Brandon M, Lazcano C. 2010. Propiedades bioplaguicidas del vermicompost. *Acta Zoológica Mexicana (nueva serie)* 2: 373-383. Instituto de Ecología, A.C. Xalapa, México. En: https://www.researchgate.net/publication/49613644_PROPIEDADES_BIOPLAGUICIDAS_DEL_VERMICOMPOST (consultado en agosto 2017).

Dominguez J, Edward CA. 2011. Relationships between composting and vermicomposting. En: Edwards CA, Arancon NA, Sherman R (eds). *Vermiculture Technology, Earthworms, Organic Wastes, and Environmental Management*. CRC Press. Pp. 11-26.

Du Toit L, Poudyal D, Paulitz T, Porter L, Hamm P. 2011. *Rhizoctonia* seedling blight of onion and pea crops in the Columbia Basin. En: http://mtvernon.wsu.edu/path_team/2011-WSU-Onion-Field-Day%20report-Rhizoc-Seedling-Blight-8-05-11.pdf (consultado en abril 2019)

Entwistle AR. 1990. Root diseases. En: Rabinowitch HD, Brewster JL (eds.). *Onions and allied crops*. Volume II. Pp. 103-154.

Erper I, Karaca GH, Turkkan M, Ozkoc I. 2006. Characterization and pathogenicity of *Rhizoctonia* spp. from onion in Amasya, Turkey. *Journal of Phytopathology* 154: 75-79.

Fernandez Valiela MV. 1952. Introducción a la Fitopatología. Gadola (ed.). Bs. As. 2º Edición. 872 pp.

FAO (Food and Agriculture Organization of the United Nations). 2017. FAOSTAT Cultivos [online]. En: <http://www.fao.org/faostat/es/#data/QC>. (Consultado en julio de 2017).

Frayssinet SR. 2005. Estudios sobre la carbonilla (*Aspergillus niger* van Tieghem) en cebolla. Universidad Nacional del Sur. Tesis de Maestría en Ciencias Agropecuarias. 106 p.

Funcia CA, Sánchez FJ. 2015. Incidencia de las condiciones ambientales y el manejo en variedades de cebolla (*Allium cepa* L.) trasplantadas en altas

densidades en la provincia de La Pampa. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional de La Pampa. Trabajo final de Graduación. En: http://www.biblioteca.unlpam.edu.ar/rdata/tesis/a_funinc532.pdf. (consultado en abril 2018).

Galmarini C. 1997. Características botánicas y fisiológicas. En: Galmarini C (ed.). Manual del cultivo de la cebolla. INTA Centro Regional Cuyo pp 76-82.

Galmarini C, Gaviola J, Pereyra M, Burzichelli S, Ruiz AM. 2003. Breve caracterización de la cadena agroalimentaria de cebolla en la Argentina. IDIA XXI. Año III- 04- Pp 73-76.

Galmarini C. 2018. Mejoramiento de cebolla en Argentina: avances y perspectivas futuras. Disertación. Mesa: Avances y perspectivas en el mejoramiento de hortalizas. 40º Congreso Argentino de Horticultura. P. 23

García CD. 2002. Época y densidad de siembra. En: Manual del cultivo de la cebolla. INTA EEA H. Ascasubi. ISBN N° 987-521- 048- X. (en CD).

Gasoni AL. 1994. El complejo *Rhizoctonia* en la Argentina: Distribución, patogenicidad y biocontrol. Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad de Buenos Aires. En http://digital.bl.fcen.uba.ar/Download/Tesis/Tesis_2665_Gasoni. (consultado en mayo 2019).

Gatica M, Oriolani E. 1997. Enfermedades. En: Galmarini C (eds). Manual del cultivo de la cebolla. INTA Centro Regional Cuyo. Pp. 76-82.

Gaviola J. 2007. Implantación del cultivo, labores de precosecha y cosecha de bulbos. Curso de posgrado: Producción de cebolla. Universidad Nacional de Cuyo.

González S, Kiehr M, Ayastuy ME, Rodríguez R, Delhey R. 2007. Solarización y biofumigación para el control de raíz rosada (*Phoma terrestris*) en cebolla. Resúmenes XXX Congreso Argentino de Horticultura. P. 393.

Gottschall R. 1992. Kompostierung. 5. Aufl. Verlag C. F. Müller; Karlsruhe. 282 pp.

Hartz TK, Bogle CR, Bender DA, Avila FA. 1989. Control of pink root disease in onion using solarization and fumigation. Journal of the Horticultural Society 114: 587-590.

Hashemimajd K, Kalbasi M, Golchin A, Knicker H, Shariatmadari H, Rezaei-Nejad Y. 2006. Use of vermicomposts produced from various solid wastes as potting media. *European Journal of Horticultural Science* 71 (1): 21–29.

Havey MJ. 1996. *Fusarium* basal plate rot. En: Schwarz HF, Krishna Mohan S (eds.). *Compendium of onion and garlic diseases*. APS Press, St. Paul. Pp. 10-11.

Henrique de Albuquerque Maranhão E, Araujo de Albuquerque Maranhão E. 2008-2009. Factores que determinan el desarrollo de la “raíz rosada” de la cebolla causada por *Pyrenochaeta terrestris*. *Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica*, Recife, vols. 5 e 6, p.264-298. En: <http://www.journals.ufrpe.br/index.php/apca/article/view/182/165> (consultado en febrero 2018).

Hoitink HAJ, Fahy PC. 1986. Basis for the control of soilborne plant pathogens with composts. *Annual Review of Phytopathology* 24:93-114.

Hoitink HAJ, Grebus ME. 1994. Status of biological control of plant diseases with composts. *Compost Science & Utilization* 2 (2): 6-12.

Hoitink HAJ, Stone AG, Han DY. 1997. Suppression of plant diseases by composts. *HortScience* 32(2): 184-187.

Huber DM, Haneklaus S. 2007. Managing nutrition to control plant disease. En: Huber DM, Haneklaus S (eds). *Managing nutrition to control plant disease*. *Landbauforschung Volkenrode* 57 (4): 313-322. En: <https://ec-arm.org/sites/default/files/Managingnutritiontocontrolplantdisease.pdf> (consultado en octubre 2017)

Levinsh G. 2011. Vermicompost treatment differentially affects seed germination, seedling growth and physiological status of vegetable crop species. *Plant Growth Regulation* 65 (1): 169-181.

IFOAM. 2002. *Manual de Capacitación en Agricultura Orgánica para los Trópicos* n° 134. En: <http://sab90dab7ab781afb.jimcontent.com/download/version/1346157428/module/5624337009/name/Manual%20de%20capacitaci%C3%B3n%20en%20Agricultura%20Org%C3%A1nica.pdf> (Consultado en octubre 2018).

Insam H, de Bertoldi M. 2007. Microbiology of composting process. En: Diaz LF, de Bertoldi M, Bidlingmaier W, Stentiford E (eds.). *Waste Management Series* 8: *Compost Science and Technology*. L.F. Elsevier Ltd., 25-48. En:

<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1478748207800066>

(Consultado en julio 2017).

Iurman D. 2012. Aspectos del mercado de cebolla. Producción, exportación e importación. Junio 2012. En: http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-mercado_cebolla_junio_2012.pdf. (Consultado en julio 2017).

Jenkins R, Jain CK. 2010. Advances in soil-borne plant diseases. Oxford Book Company. Jaipur, India. 276 pp.

Katan J, Rotem I, Finkel Y, Daniel J. 1980. Solar heating of the soil for the control of pink root and other soilborne diseases in onions. *Phytoparasitica* 8: 39-50.

Kiehr M. 2005. Estudios sobre hongos del suelo en cebolla. Universidad Nacional del Sur. Tesis de Maestría. 125 pp

Kiehr M. 2011. Nuevos desafíos para la problemática de postcosecha en cebolla, en el sur argentino. Resúmenes 2º Congreso Argentino de Fitopatología. P. 59.

Kiehr-Delhey M, Delhey R, Frayssinet S, Anderson F, Azpilicueta A. 1992. Enfermedades de cebolla identificadas en el Valle Bonaerense del Río Colorado. Resúmenes XV Congreso Argentino de Horticultura. P.104.

Kiehr M, Delhey R, Castro L. 1995. Efecto del hongo *Phoma terrestris* y diversas enmiendas sobre emergencia, crecimiento y supervivencia de plántulas de cebolla. Resúmenes IX Jornadas Fitosanitarias Argentinas. P. 14.

Kiehr M, Delhey R, Frayssinet S, Anderson F, Azpilicueta A. 1996. Enfermedades de cebolla en el Valle Bonaerense del Río Colorado, Argentina. *Horticultura Argentina* 15: 33-38.

Kiehr M, Zappacosta D, Delhey R, Zuain R, Stuhldreher M. 2001. Diversidad fúngica a nivel infraespecífico: *Phoma terrestris* (Coelomycetes), agente causal de la raíz rosada de cebolla, en la región pampeana sur. XXVIII Jornadas Argentinas de Botánica. Santa Rosa (La Pampa), 2001. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica (Supl.) 36, 116.

Kiehr M, Delhey R, Azpilicueta A, Frayssinet S. 2002. Enfermedades. En: Manual del cultivo de la cebolla. INTA EEA H. Ascasubi. ISBN N° 987-521- 048-X. (en CD).

Kiehr M, Zappacosta D, Delhey R. 2005. La pre-inoculación de raíces de cebolla con cepas poco agresivas de *Phoma terrestris* no protege contra una

inoculación desafío con cepas agresivas. Resúmenes XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología. P. 285.

Kiehr M, Delhey R. 2007. Estrategias para el manejo de enfermedades de cebolla en el sur argentino. *AgroUNS* 4 (7): 5-10.

Kiehr M, Frayssinet S, Azpilicueta A, Redondo J, Zappacosta D, Ramos Carrero G, Baffoni P, Delhey R. 2014. Podredumbre blanda bacteriana en cebolla, en el sur argentino: dos nuevos agentes etiológicos. Resúmenes XXXVII Congreso Argentino de Horticultura. P. 111.

Kiehr M, Frayssinet S, Azpilicueta A, Kees M, Detzel M, Zappacosta D, Delhey R. 2015. *Klebsiella oxytoca*, *Rahnella aquatilis* y *Pantoea* sp.: nuevas bacterias que causan podredumbre blanda en cebolla, en el Valle Bonaerense del Río Colorado. Resúmenes XXXVIII Congreso Argentino de Horticultura. P. 107.

Klingner AE, Pontis-Videla RE. 1961. Pink root disease of onions in Mendoza, Argentina. *Plant Disease Reporter* 45, 235.

Klingner AE, Pontis-Videla RE. 1962. *Pyrenochaeta terrestris* (Hansen) Gorenz, Walker & Larson, parásito de la cebolla, nuevo para la República Argentina. *IDIA Supl.* 10, 413 (Resumen).

Klingner AE, Pontis-Videla RE. 1964. La "raíz rosada" de la cebolla, en la provincia de Mendoza (Argentina). *Revista de Investigaciones Agropecuarias, Serie 5 – Patología Vegetal* 1 (1), 1-11.

Lafi JG, Linardelli C. E. 2011. Una reseña de los estudios de *Phoma terrestris* en Argentina. Resúmenes 2º Congreso Argentino de Fitopatología. P. 63.

Larco Reyes ES. 2004. Desarrollo y evaluación de lixiviados de compost y lombricompost para el manejo de sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet), en plátano. Universidad de Turrialba, Costa Rica. Tesis de Maestría. En: <http://www.sidalc.net/repdoc/A0282e/A0282e.pdf> (consultado en septiembre 2015).

Lazcano C, Gomez-Brandon M, Dominguez J. 2008. Comparison of the effectiveness of composting and vermicomposting for the biological stabilization of cattle manure. *Chemosphere* 72:1013–1019.

Lazcano C, Arnold J, Tato A, Zaller JG, Domínguez J. 2009. Compost and vermicompost as nursery pot components: effects on tomato plant growth and

morphology. Spanish Journal of Agricultural Research 7: 944-951. En: www.inia.es/sjar (consultado en octubre 2017).

Lee CJ, Lee JT, Moon JS, Ha IJ, Kim HD, Kim WI, Cheon M.G. 2007. Effect of solar heating for control of pink root and other soil-borne diseases of onions. The Plant Pathology Journal 23: 295-299.

Linardelli C, Tarquini A, Lafi J, Puglia C, Tenzi L, Echevarría S, Galmarini C. 2005. Variabilidad de aislados de raíz rosada (*Phoma terrestris*) presentes en Argentina. Resúmenes XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología. P. 434.

Macías Duarte R, Grijalva Contreras RL, Núñez Ramírez F, Robles Contreras F, López Carvajal A. 2016. Eficiencia de diferentes fungicidas en el control de la pudrición rosada en cebolla. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 7: 1933-1943.

Macías Duarte R, Grijalva Contreras RL, Robles Contreras F, López Carvajal A, Núñez Ramírez F. 2017. Efecto de la aplicación de estiércol sin compostar y fungicidas para el control del hongo (*Pyrenochaeta terrestris*) en cebolla. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud XIX: 22-28.

Maeso D. 2005. Enfermedades del cultivo de cebolla: Enfermedades del cultivo de cebolla en la zona sur de Uruguay. En: Arboleya J (ed.) Tecnología para la producción de cebolla. Boletín de divulgación nº 88. INIA 261 pp. En: www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/2787/1/15630051107091851.pdf (Consultado en febrero 2018).

Marchionatto JB. 1944. Manual de las enfermedades de las plantas. Ed. Sudamericana. Buenos Aires. 368 pp.

Maroto Borrego JV. 1986. Horticultura herbácea especial. Ediciones Mundi-Prensa. 2º Edición revisada y ampliada. 595 pp.

Martin DM. 2009. Estadísticas climáticas del Valle de Viedma. Información Técnica nº 27: Ediciones INTA. Año 4- Nº 9. E.E.A. Valle Inferior-Convenio Provincia de Río Negro-INTA

Masaguer Rodriguez A, Benito Capa M. 2011. Evaluación de la calidad del compost. En: Moreno Casco, J. y Moral Herrero; R. (eds). Compostaje. Ediciones Mundi- Prensa. Madrid, España, 285-304.

Mata Vásquez H, Patishtán Pérez J, Vázquez García E, Ramírez Meraz M. 2011. Fertirrigación del cultivo de cebolla con riego por goteo en el sur de Tamaulipas. Libro técnico nº 11 En:

<http://www.inifapcirne.gob.mx/Biblioteca/Publicaciones/901.pdf>. (consultado en septiembre 2017).

Maude RB. 2006. Onion diseases. En: Cooke BM, Gareth Jones D, Kaye B (eds.). The epidemiology of plant diseases. Springer. Printed in the Netherlands. 2nd edition, 491–520. En: https://link.springer.com/content/pdf/10.1007/1-4020-4581-6_19.pdf. (Consultado en mayo 2015)

Melgarejo A, Meyer I, Hennig H, Waller J. 2010. Guía para el cultivo de cebolla en Misiones. Ediciones INTA. Marzo 2010, Posadas, Misiones. 32p. Consulta en web: http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-gua_para_el_cultivo_de_cebolla_en_misiones.pdf. (Consultado en julio 2017)

Mendoza Hernández DJ. 2010. Vermicompost y compost de residuos hortícolas como componentes de sustratos para la producción de planta ornamental y aromática. Caracterización de los materiales y respuesta vegetal. Universidad Politécnica de Valencia. Departamento de Producción Vegetal. Tesis doctoral. 455 pp. En: <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/8685/tesisUPV3395.pdf?sequence=11&isAllowed=y> (Consultado en junio 2017).

Montes Belmont R, Nava Juárez RA, Flores Moctezuma HE, Mundo Ocampo M. 2003. Hongos y nematodos en raíces y bulbos de Cebolla (*Allium cepa* L.) en el Estado de Morelos, México. Revista Mexicana de Fitopatología 21: 300-304. En: <http://www.redalyc.org/pdf/612/61221309.pdf> (Consultado en junio 2017).

Moral Herrero R, Muro Erreguerena J. 2011. Manejo, dosificación y gestión agronómica del compost. En: Moreno Casco J, Moral Herrero R. (eds). Compostaje. Ediciones Mundi- Prensa. Madrid, España, 351-378.

Noble R, Coventry E. 2005. Suppression of soil-borne plant diseases with composts: A review. Biocontrol Science and Technology 15: 3-20

Orden L. 2018. Evaluación del proceso de compostaje de residuos sólidos orgánicos. Respuesta agronómica de su utilización en un cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.). Universidad Nacional del Sur. Bahía Blanca, Argentina. Tesis de Doctor en Agronomía. 174 pp.

Özer N, Köycü ND. 2004. Seed-borne fungal diseases of onion and their control. En: Mukerji KG. (ed.). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands. Disease Management of Fruits and Vegetables, Vol. 1: 281-306.

En: https://link.springer.com/chapter/10.1007%2F0-306-48575-3_8 (Consultado en abril 2018).

Ozer N, Koc M, Der B. 2009. The sensitivity of *Aspergillus niger* and *Fusarium oxysporum* f. sp. *cepae* to fungistasis in onion-growing soil. *Journal Plant Pathology* 91:401–410.

Ozores-Hampton M. 2016. Guía para la Utilización Exitosa del Compost en la Producción de Hortalizas. Horticultural Sciences, Servicio de Extensión Cooperativa de la Florida, Instituto de Alimentos y Ciencias Agrícolas, Universidad de la Florida (UF/IFAS). En: <https://edis.ifas.ufl.edu/pdf/HS/HS40600.pdf> (Consultado en septiembre 2017)

Pathma J, Sakthivel N. 2012. Microbial diversity of vermicompost bacteria that exhibit useful agricultural traits and waste management potential. *SpringerPlus* 1:26. En: <https://springerplus.springeropen.com/track/pdf/10.1186/2193-1801-1-26> (Consultado en agosto 2017).

Pellejero G. 2013. Compostaje de residuo de cebolla (*Allium cepa* L.) generado en la planta de empaque y su aplicación agronómica en el Valle Inferior del Río Negro. Universidad Nacional del Sur. Tesis de Maestría. 154 pp.

Pfleger FL, Vaughan EK. 1972. *Pyrenochaeta terrestris* as a naturally occurring component of the soil in Oregon. *Plant Disease Reporter* 56: 180-182.

Piccolo R, Galmarini CR. 1994. Strategies for onion pink root (*Phoma terrestris*) control in Argentina. Resúmenes. 1st International Symposium on Edible Alliaceae. P. 132.

Porter Clark D. 1922. Damping-off of onion seedlings due to *Rhizoctonia*. University of Massachusetts Amherst. Tesis de Maestría. En: <https://scholarworks.umass.edu/theses/1250> (Consultado en octubre 2019).

Posso Agudelo JC. 2010. Evaluación de diferentes dosis de compost y lombricompost aplicado al suelo de vivero de palma aceitera (*Elaeis guineensis*). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de agronomía. Tesis de especialización. 90 pp. En: <http://www.bdigital.unal.edu.co/2728/1/juliocesarpossoagudelo.2010.pdf> (Consultado en septiembre 2015).

Pozzo Ardizzi MC, Aschkar G, Pellejero G, Gil MI, Roa R. 2008. Efecto de temperatura, humedad relativa y fisiología de bulbos de cultivares de cebolla (*Allium cepa*) en la incidencia de *Aspergillus niger* en el Valle inferior del Rio Negro, Argentina. Revista Pilquen. Sección Agronomía. Año X, N° 9, 14 pp.

Pulido Herrera A, Zavaleta Mejía E, Cervantes Díaz L, Grimaldo Juárez O. 2012. Alternativas de control en la pudrición radical de cebolla para el Valle de la Trinidad, Baja California. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 3: 97-112.

Ramos Gourcy F. 2015. Producción de cebollas en suelos salinos. Hortalizas. En: <https://www.hortalizas.com/cultivos/cebollas-ajo/produccion-de-cebollas-en-suelos-salinos/> (Consultado en enero 2019).

Rivera MC, Wright ER. 2009. Research on vermicompost as plant growth promoter and disease suppressive substrate in Latin America. Dynamic Soil, Dynamic Plant 3 (special Issue 2): 32-40.

Rivera MC, Wright ER. 2014. Control biológico de enfermedades de plantas en Argentina. En: Bettiol W, Rivera MC, Mondino P, Montealegre JR, Yelitza C, Colmenárez YC (eds.). Control Biológico de Enfermedades de Plantas en América Latina y el Caribe. ISBN: 978-9974-0-1091-8. Pp. 9-81.

Roe NE. 1998. Compost utilization for vegetable and fruit crops. HortScience 33: 934-937.

Scheuerell SJ, Sullivan DM, Mahaffee WF. 2005. Suppression of seedling damping-off caused by *Pythium ultimum*, *P. irregulare*, and *Rhizoctonia solani* in container media amended with a diverse range of Pacific Northwest compost sources. Phytopathology 95: 306-315.

Schwartz HF, Krishna Mohan S. 1996. Compendium of onion and garlic diseases. En: Schwarz HF, Krishna Mohan S (eds.). APS Press, St. Paul The American Phytopathological Society. Second printing. 54 pp.

SENASA. 2018. Informes y estadísticas. Hortalizas. En: <http://www.senasa.gob.ar/cadena-vegetal/hortalizas/informacion/informes-y-estadisticas>. (Consultado en mayo 2019).

Shannon MC, Grieve C. M. 1999. Tolerance of vegetable crops to salinity. Scientia Horticulturae 78: 5-38.

Smith YL. 2009. Investigation of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cepa* and *Phoma terrestris* on onion (*Allium cepa*) in the Mid Murray region of South Australia. Universidad de Adelaide, Australia. Tesis de Maestría. 152 pp. En:

<https://digital.library.adelaide.edu.au/dspace/bitstream/2440/59774/8/02whole.pdf> (Consultado en mayo 2015).

Soliva M, Paulet S. 2003. Compostaje de residuos orgánicos y aplicación agrícola. En: Boixadera J y Teira MR (eds) Aplicación Agrícola de Residuos Orgánicos. UdL, Lleida, p 17

Soni SK, Ellis, PR. 1990. Insect pests. En: HD Rabinowitch y JL Brewster (eds.). Onions and allied crops. Volume II. CPC Press, Boca Raton. Pp. 213-271.

Sparace SA, Shahin E A, Mudd JB. 1986. Accumulation of pyrenocines in cultures of the onion pink root pathogen *Pyrenochaeta terrestris* and some observations on their phytotoxines. *Physiological and Molecular Plant Pathology* 28: 381-392.

Sparace SA, Reeleder RD, Khanizadeh S. 1987. Antibiotic activity of the pyrenocines. *Canadian Journal of Microbiology* 33: 327-330.

Stetina TJ. 2013. The effects of salinity on *Pythium* disease of rice and soybean. Universidad de Arkansas. Tesis de Maestría. 124 pp.

Stone AG, Scheuerell SJ, Darby HM. 2004. Suppression of soilborne diseases in field agricultural systems: Organic matter management, cover cropping, and other cultural practices. En: Magdoff F, Weil RR (eds). *Soil Organic Matter in Sustainable Agriculture*. CRC Press 2004 Print ISBN: 978-0-8493-1294-6 eBook ISBN: 978-0-203-49637-4. Pp. 131-178.

En:

https://www.researchgate.net/profile/Alexandra_Stone2/publication/265186217_5_Suppression_of_Soilborne_Diseases_in_Field_Agricultural_Systems_Organic_Matter_Management_Cover_Cropping_and_Other_Cultural_Practices/links/546be1280cf2397f7831c9a0/5-Suppression-of-Soilborne-Diseases-in-Field-Agricultural-Systems-Organic-Matter-Management-Cover-Cropping-and-Other-Cultural-Practices.pdf (Consultado en septiembre 2017).

Sumner DR. 1996 a. Rhizoctonia seed rot and seedling diseases. En: Schwarz HF, Krishna Mohan S (eds.). *Compendium of onion and garlic diseases*. APS Press, St. Paul. Pp. 8-9.

Sumner DR. 1996 b. Pink root. En: Schwarz HF, Krishna Mohan S (eds.). *Compendium of onion and garlic diseases*. APS Press, St. Paul. Pp. 12-13.

Sumner DR. 1996 c. Black Mold. En: Schwarz HF, Krishna Mohan S (eds.). *Compendium of onion and garlic diseases*. APS Press, St. Paul. Pp. 26-27.

Swett CL, [Aegerter](#) BJ, Turini TA, Putman AI. 2019. Pink root. UC IPM Agriculture: Onion and Garlic Pest Management Guidelines. UC ANR Publication 3453. En: <https://www2.ipm.ucanr.edu/agriculture/onion-and-garlic/Pink-Root/> (consultado en abril 2019)

Szcech M, Smolinska U. 2001. Comparison of suppressiveness of vermicomposts produced from animal manures and sewage sludge against *Phytophthora nicotianae* Breda de Haan var. *nicotianae*. Journal of Phytopathology 149: 77-82

Termorshuizen AJ, van Rijn E, van der Gaag DJ, Alabouvette C, Chen Y, Lagerlof J, Malandrakis AA, Paplomatas EJ, Ramert B, Ryckeboer J, Steinberg C, Zmora-Nahum S. 2006. Suppressiveness of 18 composts against 7 pathosystems: Variability in pathogen response. Soil Biology & Biochemistry 38: 2461–2477

Tognetti C, Laos F, Mazzarino MJ, Hernández MT. 2005. Composting vs. vermicomposting: A comparison of end product quality. Compost Science & Utilization 13: 6-13.

Tomlinson DL. 1985. Spoilage of stored onion (*Allium cepa* L. var *cepa*) by *Pseudomonas aeruginosa* (Schroeter) Migula in Lowland Papua New Guinea. Tropical Pest Management 31: 214-216.

Van Hereden I, Cronjé C, Swart SH, Kotzé JM. 2002. Microbial, chemicals and physical aspects of citrus waste composting. Bioresource Technology. 81: 71-76.

Vargas García MC, Suárez Estrella F. 2011. Efecto de la aplicación del compost sobre las propiedades biológicas del suelo. En: Moreno Casco, J. y Moral Herrero; R. (eds). Compostaje. Ediciones Mundi- Prensa. Madrid, España. Pp. 329-350.

Velasco Velasco VA. 1999. Papel de la nutrición mineral en la tolerancia a las enfermedades de las plantas. Terra 17: 193-200. En: <https://chapingo.mx/terra/contenido/17/3/art193-207.pdf>. (Consultado en enero 2018).

Vigliola MI, Calot LI, De Sancho HR. 1987. Enfermedades de poscosecha en Liliáceas hortícolas. Universidad de Buenos Aires, Facultad de Agronomía. 12 pp.

Villalba Marquez LT. 2005. Caracterización físico-química y biológica de un compost elaborado con desechos generados en la USB. Universidad Simón Bolívar. Tesis de Maestría.

Vincelli PL. 1996. *Pythium* seed rot and damping-off. En: Schwarz HF, Krishna Mohan S (eds.). Compendium of onion and garlic diseases. APS Press, St. Paul. Pp. 7-8.

Wordell Filho JA, Rowe E, de Souza Gonçalves PA, Debarba JF, Boff P, Thomazelli LF. 2006. Manejo fitossanitário na cultura da cebola. En: Epagri (eds) Florianópolis. 226 pp.

Yang G, Li C. 2012. General description of *Rhizoctonia* species complex. En: Cumagun CJ (eds). Plant Pathology. Intech. Pp. 41-50. En: <http://www.intechopen.com/books/plant-pathology/general-description-of-rhizocotonia-species-complex> (Consultado octubre 2019).

Zappacosta D, Kiehr M, Delhey R. 2005. Cepas agresivas y poco agresivas de *Phoma terrestris*, agente causal de raíz rosada de cebolla. Resúmenes XIII Congreso Latinoamericano de Fitopatología. P. 475.

Zar JH. 1999. Bioestadistical Analysis. 4° Ed. Prentice Hall.

Zhang W, Han DY, Dick WA, Davis KR, Hoitink HAJ. 1998. Compost and compost water extract-induced systemic acquired resistance in cucumber and Arabidopsis. Phytopathology 88: 450-455.

Zinati G. 2005. Compost in the 20th Century: A tool to control plant diseases in nursery and vegetable crops. Hortthechnology. 15: 61-66.

Anexos

Ensayo 1

Tabla A.1. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar.

Factor 1 (inoculación)	Factor 2 (sustrato)	Proporción de plántulas sobrevivientes *	Peso seco de hoja (mg) *	Peso seco de raíz (mg)
T	S	0,96 ± 0,01	6,14 ± 0,639	3,06 ± 0,289
T	C10	0,93 ± 0,03	6,77 ± 0,429	3,29 ± 0,222
T	C25	0,90 ± 0,04	7,10 ± 0,396	2,72 ± 0,263
T	L10	0,085 ± 0,04	6,32 ± 0,157	2,9 ± 0,100
T	L25	0,88 ± 0,01	5,68 ± 0,292	2,87 ± 0,248
ST	S	0,65 ± 0,054	2,65 ± 0,210	1,53 ± 0,072
ST	C10	0,538 ± 0,031	3,83 ± 0,724	2 ± 0,488
ST	C25	0,613 ± 0,109	3,68 ± 0,452	1,66 ± 0,239
ST	L10	0,663 ± 0,024	3,23 ± 0,431	1,84 ± 0,281
ST	L25	0,575 ± 0,083	4,18 ± 0,263	2,12 ± 0,232
RS	S	0,68 ± 0,052	4,96 ± 0,618	2,7 ± 0,301
RS	C10	0,54 ± 0,055	7,04 ± 1,058	2,56 ± 0,371
RS	C25	0,46 ± 0,043	6,83 ± 1,428	3,22 ± 0,174
RS	L10	0,31 ± 0,024	4,70 ± 0,985	1,88 ± 0,313
RS	L25	0,23 ± 0,06	3,66 ± 0,320	1,71 ± 0,231

Los valores son la media de 4 réplicas ± EE.

Ensayo 2

Tabla A.2. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar.

Factor 1 (inoculación)	Factor 2 (sustrato)	Proporción de plántulas sobrevivientes	Peso seco de hoja (mg) *	Peso seco de raíz (mg)	Grado de desarrollo de la raíz	Grado de destrucción de la raíz
T	S	0,925 ± 0,048	5,484 ± 0,696	1,190 ± 0,202	0,689 ± 0,096	2,286 ± 0,109
T	CP	0,863 ± 0,038	4,584 ± 0,355	0,921 ± 0,097	0,986 ± 0,092	2,010 ± 0,051
T	CC	0,813 ± 0,063	3,721 ± 0,889	0,964 ± 0,041	0,687 ± 0,134	1,956 ± 0,050
T	L	0,913 ± 0,059	3,493 ± 0,394	0,635 ± 0,087	0,579 ± 0,061	1,751 ± 0,072
RS	S	0,850 ± 0,020	5,154 ± 0,296	1,168 ± 0,079	1,524 ± 0,149	2,209 ± 0,090
RS	CP	0,825 ± 0,060	2,938 ± 0,375	0,841 ± 0,063	1,652 ± 0,172	1,624 ± 0,126
RS	CC	0,600 ± 0,061	3,221 ± 0,247	0,763 ± 0,086	1,540 ± 0,124	1,596 ± 0,067
RS	L	0,763 ± 0,103	2,950 ± 0,382	0,867 ± 0,133	1,548 ± 0,264	1,622 ± 0,120

Los valores son la media de 4 réplicas ± EE.

Ensayo 3

Tabla A.3. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar.

Factor 1 (inoculación)	Factor 2 (sustrato)	Proporción de plántulas sobrevivientes *	Peso seco de hoja (mg) *	Peso seco de raíz (mg)	Grado de desarrollo de la raíz	Grado de destrucción de la raíz	Grado de color de la raíz
T	S	0,963 ± 0,024	2,201 ± 0,171	0,547 ± 0,105	2,627 ± 0,100	0,865 ± 0,180	0,028 ± 0,028
T	CP	0,913 ± 0,072	2,483 ± 0,020	0,554 ± 0,059	2,744 ± 0,083	0,619 ± 0,213	0,000 ± 0,000
T	CC	0,838 ± 0,05	1,878 ± 0,123	0,462 ± 0,031	2,571 ± 0,094	0,672 ± 0,196	0,000 ± 0,000
T	L	0,85 ± 0,020	2,059 ± 0,171	0,463 ± 0,018	2,607 ± 0,087	0,833 ± 0,253	0,000 ± 0,000
ST	S	0,863 ± 0,013	1,716 ± 0,053	0,436 ± 0,033	2,208 ± 0,131	1,924 ± 0,045	2,416 ± 0,059
ST	CP	0,775 ± 0,060	1,652 ± 0,087	0,363 ± 0,019	2,209 ± 0,038	2,017 ± 0,058	2,530 ± 0,109
ST	CC	0,625 ± 0,092	1,412 ± 0,162	0,341 ± 0,056	2,155 ± 0,057	2,002 ± 0,053	2,770 ± 0,107
ST	L	0,900 ± 0,020	1,996 ± 0,257	0,394 ± 0,028	2,276 ± 0,087	2,234 ± 0,102	2,479 ± 0,104

Los valores son la media de 4 réplicas ± EE.

Ensayo 4**Tabla A.4. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar.****Etapa de plantín.**

Factor 1 (inoculación)	Factor 2 (sustrato)	Proporción de plántulas emergidas *
T	S	0,514 ± 0,033
T	SE	0,544 ± 0,019
T	C1	0,211 ± 0,155
T	C2	0,644 ± 0,039
T	C3	0,653 ± 0,039
T	L1	0,461 ± 0,041
T	L2	0,719 ± 0,011
T	L3	0,603 ± 0,060
RS	S	0,050 ± 0,015
RS	SE	0,011 ± 0,006
RS	C1	0,006 ± 0,003
RS	C2	0,014 ± 0,008
RS	C3	0,006 ± 0,006
RS	L1	0,022 ± 0,005
RS	L2	0,006 ± 0,006
RS	L3	0,028 ± 0,010
ST	S	0,672 ± 0,022
ST	SE	0,352 ± 0,052
ST	C1	0,658 ± 0,021
ST	C2	0,608 ± 0,021
ST	C3	0,517 ± 0,044
ST	L1	0,486 ± 0,078
ST	L2	0,583 ± 0,035
ST	L3	0,744 ± 0,260

Los valores son la media de 2 bandejas (4 subunidades) ± EE.

**Tabla A.5. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar.
Etapa de campo.**

Factor 1 (inoculación)	Factor 2 (sustrato)	Proporción de mortalidad	Rendimiento total kg ha⁻¹	Rendimiento comercial kg ha⁻¹
T	S	0,110 ± 0,018	40675,938 ± 1224,294	40058,438 ± 1401,398
T	C2	0,158 ± 0,018	33844,063 ± 2139,555	32805,313 ± 2211,016
T	C3	0,155 ± 0,020	35347,500 ± 1216,330	35003,750 ± 1305,626
T	L1	0,156 ± 0,029	31340,313 ± 2136,583	32012,625 ± 2057,797
T	L2	0,102 ± 0,056	38836,250 ± 6502,872	37687,813 ± 4041,643
T	L3	0,145 ± 0,049	41421,250 ± 1698,247	40191,875 ± 1761,606
ST	S	0,238 ± 0,075	27765,000 ± 1651,619	27663,438 ± 1622,717
ST	C2	0,161 ± 0,047	32226,563 ± 604,220	31284,688 ± 858,691
ST	C3	0,151 ± 0,041	31230,938 ± 2592,480	31055,313 ± 2589,926
ST	L1	0,169 ± 0,031	39408,438 ± 4047,374	38717,281 ± 3758,710
ST	L2	0,168 ± 0,025	30474,375 ± 3117,322	29788,750 ± 3102,958
ST	L3	0,086 ± 0,016	45919,688 ± 1591,929	43503,750 ± 1468,541

Los valores son la media de 4 réplicas ± EE.

Tabla A.6. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo.

Factor 1 (inoculación)	Factor 2 (sustrato)	Grado de destrucción	Grado de desarrollo	Grado de color	Incidencia de podredumbre basal	Incidencia de bacteriosis	Incidencia carbonilla
T	<u>S</u>	1,475 ± 0,165	2,275 ± 0,111	1,925 ± 0,170	0,029 ± 0,001	0,015 ± 0,009	55,923 ± 4,949
T	C2	1,250 ± 0,096	2,550 ± 0,065	1,925 ± 0,144	0,052 ± 0,017	0,033 ± 0,017	65,708 ± 3,493
T	C3	1,575 ± 0,144	2,025 ± 0,165	2,300 ± 0,147	0,035 ± 0,018	0,027 ± 0,011	54,840 ± 5,549
T	L1	1,350 ± 0,096	2,375 ± 0,085	2,000 ± 0,091	0,033 ± 0,012	0,015 ± 0,015	54,665 ± 3,310
T	L2	1,325 ± 0,202	2,300 ± 0,220	1,950 ± 0,301	0,044 ± 0,029	0,020 ± 0,013	60,653 ± 5,557
T	L3	1,475 ± 0,075	2,450 ± 0,202	2,150 ± 0,104	0,079 ± 0,034	0,020 ± 0,007	63,928 ± 8,770
ST	S	1,625 ± 0,111	2,275 ± 0,118	2,100 ± 0,041	0,050 ± 0,015	0,036 ± 0,027	50,938 ± 5,275
ST	C2	1,350 ± 0,210	2,250 ± 0,132	1,925 ± 0,189	0,028 ± 0,001	0,021 ± 0,007	50,073 ± 5,283
ST	C3	1,500 ± 0,168	2,250 ± 0,155	2,375 ± 0,103	0,035 ± 0,006	0,013 ± 0,008	45,748 ± 4,196
ST	L1	1,725 ± 0,259	1,850 ± 0,171	2,025 ± 0,236	0,036 ± 0,012	0,014 ± 0,014	52,725 ± 2,585
ST	L2	1,505 ± 0,150	2,075 ± 0,165	2,125 ± 0,085	0,027 ± 0,027	0,021 ± 0,013	54,575 ± 6,579
ST	L3	1,500 ± 0,212	2,250 ± 0,104	2,250 ± 0,119	0,040 ± 0,013	0,013 ± 0,013	61,168 ± 4,668

Los valores son la media de 4 réplicas ± EE.

Ensayo 5**Tabla A.7. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar.****Etapas de plantín.**

Sustrato	Proporción de plántulas sobrevivientes	Peso seco de hoja (mg)	Peso seco de raíz (mg)
S	0,466 ± 0,079	126,000 ± 3,240	34,750 ± 4,270
CC	0,164 ± 0,009	67,750 ± 5,764	23,250 ± 3,705
L1	0,501 ± 0,049	191,000 ± 13,006	64,750 ± 6,421
L2	0,559 ± 0,069	80,500 ± 4,628	25,250 ± 2,097

Los valores son la media de 8 réplicas ± EE.

Tabla A.8. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo.

Factor A (Lote)	Factor B (sustrato)	Biomasa g bulbo⁻¹	Rendimiento total kg ha⁻¹	Rendimiento comercial kg ha⁻¹
1	S	75,247 ± 6,302	17020,000 ± 3268,193	16087,500 ± 3045,848
1	CC	93,351 ± 11,310	11546,667 ± 3453,667	9918,333 ± 3413,658
1	L1	104,380 ± 10,469	20597,500 ± 3706,654	20552,500 ± 3724,277
1	L2	73,745 ± 3,870	18188,500 ± 2493,877	17477,500 ± 2418,982
2	S	101,157 ± 5,595	30045,000 ± 1696,953	29662,500 ± 1727,715
2	CC	114,177 ± 11,413	24980,000 ± 3817,876	24013,333 ± 3942,875
2	L1	119,170 ± 4,055	30355,000 ± 3516,167	29780,000 ± 3551,819
2	L2	66,738 ± 4,410	17117,500 ± 3715,217	16145,000 ± 3894,047

Los valores son la media de 5 réplicas ± EE.

Tabla A.9. Valores medios y error estándar de la variable sin transformar. Etapa de campo.

Factor A (Lote)	Factor B (sustrato)	Mortalidad	Grado de desarrollo	Grado de destrucción	Grado de color	Incidencia de podredumbre basal	Incidencia de bacteriosis	Incidencia de carbonilla	Severidad de carbonilla
1	S	18,000 ± 7,558	2,320 ± 0,058	1,680 ± 0,058	1,840 ± 0,081	21,562 ± 7,712	15,489 ± 4,183	76,000 ± 8,124	97,400 ± 8,818
1	CC	56,667 ± 4,714	2,013 ± 0,097	1,575 ± 0,202	1,649 ± 0,158	-----	10,152 ± 4,848	-----	-----
1	L1	22,000 ± 6,195	2,140 ± 0,144	1,780 ± 0,086	1,825 ± 0,083	4,771 ± 2,139	3,886 ± 2,381	58,000 ± 6,132	60,200 ± 6,344
1	L2	22,000 ± 6,773	2,160 ± 0,117	1,560 ± 0,075	1,500 ± 0,063	7,334 ± 2,223	5,616 ± 2,410	74,000 ± 2,449	82,000 ± 5,831
2	S	10,630 ± 3,460	2,250 ± 0,095	0,750 ± 0,105	0,267 ± 0,049	0,000 ± 0,000	4,586 ± 3,701	77,400 ± 7,534	79,400 ± 8,565
2	CC	26,191 ± 4,541	2,083 ± 0,105	0,617 ± 0,182	0,167 ± 0,053	0,000 ± 0,000	7,984 ± 3,683	-----	-----
2	L1	11,878 ± 2,759	2,267 ± 0,061	0,867 ± 0,180	0,250 ± 0,070	0,000 ± 0,000	1,850 ± 1,170	74,000 ± 5,099	80,000 ± 7,071
2	L2	7,644 ± 1,764	1,883 ± 0,170	0,967 ± 0,289	0,317 ± 0,061	0,000 ± 0,000	5,777 ± 1,938	60,000 ± 10,954	64,000 ± 10,296

Los valores son la media de 5 réplicas ± EE.